



Naturalis

Repositorio Institucional

<http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar>

Universidad Nacional de La Plata

Facultad de Ciencias Naturales y Museo



Cicadelinos potenciales vectores de patógenos en cultivos citrícolas del NE argentino : Estudios taxonómicos y moleculares (Insecta-Hemiptera-Cicadellidae)

Dellapé, Gimena

Doctor en Ciencias Naturales

Dirección: Paradell, Susana

Co-dirección: Delfederico, Lucrecia

Facultad de Ciencias Naturales y Museo

2013

Acceso en:

<http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/id/20131210001316>



Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons
Atribución-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional



Naturalis

Repositorio Institucional
FCNyM - UNLP



**Cicadelinos potenciales vectores de patógenos
en cultivos citrícolas del NE argentino.
Estudios taxonómicos y moleculares
(Insecta: Hemiptera: Cicadellidae)**

Tesis Doctoral

Lic. GIMENA DELLAPÉ

Director: Dra. Susana Paradell

Codirector: Dra. Lucrecia Delfederico

Universidad Nacional de La Plata

Facultad de Ciencias Naturales y Museo

2013

a Gerardo y Andrés Dellapé

Agradecimientos

En primer lugar, quiero agradecer a mis directoras Susana Paradell y Lucrecia Delfederico por el apoyo constante, la experiencia y conocimientos brindados. A la Dra. Ana Marino y Dra. Liliana Semorile, por permitir realizar mi trabajo de tesis en los laboratorios a su cargo y por sus invaluable consejos.

De la EEA INTA Concordia, quiero agradecer a Norma Costa, por su ayuda en la elección del sitio de estudio y por brindarme su vasta experiencia en la temática; a Rubén Garín por los datos meteorológicos y por el café de cada día; a Pepe por su infinita ayuda en el trabajo de campo, y especialmente a Juan Pedro Bouvet por sus numerosos consejos, críticas y gran ayuda durante los años de muestreo.

Del laboratorio de Microbiología Molecular de la UNQ, quiero agradecer a Bárbara, Lisana, Danay y Juan Manuel, por ayudarme durante las tareas en el laboratorio, por las charlas y momentos compartidos.

Del Museo de La Plata, quiero agradecer a Fernanda, Roxana, Ana Salazar, Eugenia e Inés, por cada momento compartido a lo largo de estos cinco años de trabajo. A Leopoldo por el material colectado, las charlas, consejos y por su amistad.

A Arnaldo Maciá por la desinteresada ayuda con los programas y cálculos estadísticos; y a Patricia Sarmiento por su asistencia con el MEB.

A Eduardo Virla y Guillermo Logarzo por el material colectado, por hacerme participe en sus trabajos, por sus consejos y valiosos conocimientos sobre los proconinos.

Al Dr. Christopher Dietrich (INHS) por el préstamo de material.

A Daniel Aquino, Andrea Toledo, Nora Camino y Ana Marino, por las identificaciones y el aporte respecto a los enemigos naturales.

A Romina, Mariela, Malena, Celeste, Natalia, Lucho, Javier, Eliana, María, Noelia, Mara, Candela, Eva y Vir, por cada momento compartido a lo largo de tantos años y por su amistad incondicional a pesar de la distancia.

A mi familia: a Mariana y Pablo por hacerme conocer el mundo de los insectos, a mi papá Gerardo y mi hermano Andrés, por escucharme hablar constantemente de biología e insectos y devolverme una sonrisa, por acompañarme y apoyarme durante toda la carrera.

Índice de contenido

Resumen	1
Abstract	4
Capítulo I: Introducción General.....	6
Capítulo II: Taxonomía de la tribu Proconiini.....	13
INTRODUCCIÓN	14
La subfamilia Cicadellinae	14
Tribu Proconiini <i>sensu</i> Young	17
Breve reseña histórica	30
Proconinos en Argentina.....	32
MATERIALES Y MÉTODOS	32
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
Tribu Proconiini Stål.....	35
Género <i>Acrogonia</i> Stål.....	38
Género <i>Anacuerna</i> Young	43
Género <i>Aulacizes</i> Amyot & Serville.....	46
Género <i>Cicciana</i> Metcalf.....	52
Género <i>Dechacona</i> Young	54
Género <i>Diestostemma</i> Amyot & Serville	58
Género <i>Egidemia</i> China.....	61
Género <i>Homalodisca</i> Stål	64
Género <i>Molomea</i> China.....	67
Género <i>Ochrostacta</i> Stål	75
Género <i>Oncometopia</i> Stål	78
Género <i>Phera</i> Stål	86
Género <i>Propetes</i> Walker	89
Género <i>Pseudometopia</i> Schmidt	92
Género <i>Stictoscarta</i> Stål	95
Género <i>Tapajosa</i> Melichar.....	97
Género <i>Teletusa</i> Distant.....	105
Género <i>Tretogonia</i> Melichar	108
CONCLUSIONES.....	114
Capítulo III: Cicadelinos y otros auquenorrincos en agroecosistemas citrícolas de Concordia, Entre Ríos.....	146
INTRODUCCIÓN	147

La citricultura en Argentina	147
Hemípteros auquenorrincos en cítricos y su importancia fitosanitaria	148
Antecedentes en Argentina.....	149
MATERIALES Y MÉTODOS	150
Sitio de estudio	150
Métodos de colecta e identificación de auquenorrincos	152
Índices faunísticos y Fluctuación estacional.....	154
Monitoreo de enemigos naturales.....	156
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	157
Identificación de especies.....	157
Índices faunísticos y fluctuación estacional.....	159
Monitoreo de Enemigos Naturales.....	168
CONCLUSIONES.....	172
Capítulo IV: Detección de <i>Xylella fastidiosa</i>	174
INTRODUCCIÓN	175
<i>Xylella fastidiosa</i>	175
Clorosis Variegada de los Cítricos	175
Detección y Transmisión de <i>Xylella fastidiosa</i>	177
MATERIALES Y MÉTODOS	180
Sitio de estudio	180
Métodos de colecta.....	181
Detección de <i>Xylella fastidiosa</i>	181
Transmisión preliminar de <i>Xylella fastidiosa</i>	186
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	187
Detección de <i>Xylella fastidiosa</i> en plantas cítricas	187
Detección de <i>Xylella fastidiosa</i> en auquenorrincos	187
Transmisión preliminar de <i>Xylella fastidiosa</i>	191
CONCLUSIONES.....	193
Conclusiones Generales y Perspectivas	195
Bibliografía.....	198

Índice de figuras

Figura I - 1. Aparato bucal sucto-picador de Hemiptera	7
Figura I - 2. Sinapomorfías de Cicadomorpha.....	8
Figura II - 1. Diversidad de Cicadellinae.....	14
Figura II - 2. Relaciones de los grupos incluídos en Cicadellinae.....	16
Figura II - 3. Morfología de la cabeza de Proconiini	18
Figura II - 4. Morfología del tórax de Proconiini.....	19
Figura II - 5. Morfología de las alas de Proconiini	20
Figura II - 6. Disposición setal del fémur posterior de Proconiini	21
Figura II - 7. Morfología de la genitalia masculina de Proconiini.....	23
Figura II - 8. Morfología de la genitalia femenina de Proconiini	25
Figura II - 9. Detalles de la morfología de la genitalia femenina de Proconiini.....	26
Figura II - 10. Estadios ninfales de Proconiini	29
Figura II - 11. Ilustraciones de Signoret (1855) y Fowler (1900).....	31
Figura II – 12. Especies de Proconiini en Argentina	115
Figura II - 13. Brocosomas de huevos.....	116
Figura II – 14. Distribución de la tribu Proconiini en Argentina	117
Figura II - 15. Distribución del género <i>Acrogonia</i> en Argentina.....	118
Figura II - 16. Distribución de <i>Anacuerna centrolinea</i> en Argentina.....	118
Figura II - 17. Distribución del género <i>Aulacizes</i> en Argentina	119
Figura II - 18. Distribución de cinco géneros de Proconiini en Argentina.....	120
Figura II - 19. Distribución de <i>Dechacona missionum</i> en Argentina	121
Figura II - 20. Distribución del género <i>Molomea</i> en Argentina.....	122
Figura II - 21. Distribución del género <i>Ochrostacta</i> en Argentina	122
Figura II - 22. Distribución del género <i>Oncometopia</i> en Argentina	123
Figura II - 23. Distribución del género <i>Phera</i> en Argentina	123
Figura II - 24. Distribución del género <i>Tapajosa</i> en Argentina.....	124

Figura II - 25. Distribución del género <i>Tretogonia</i> en Argentina	125
Figura II - 26. Genitalia de la hembra de <i>Acrogonia virescens</i>	126
Figura II - 27. Genitalia de la hembra de <i>Anacuerna centrolinea</i>	127
Figura II - 28. Genitalia de la hembra de <i>Aulacizes conspersa</i>	128
Figura II - 29. Genitalia de la hembra de <i>Aulacizes obsoleta</i>	129
Figura II - 30. Genitalia de la hembra de <i>Aulacizes quadripunctata</i>	130
Figura II - 31. Genitalia de la hembra de <i>Dechacona missionum</i>	131
Figura II - 32. Genitalia de la hembra de <i>Egidemia speculifera</i>	132
Figura II - 33. Genitalia de la hembra de <i>Homalodisca ignorata</i>	133
Figura II - 34. Genitalia de la hembra de <i>Molomea confluens</i>	134
Figura II - 35. Genitalia de la hembra de <i>Molomea consolidata</i>	135
Figura II - 36. Genitalia de la hembra de <i>Molomea lineiceps</i>	136
Figura II - 37. Genitalia de la hembra de <i>Oncometopia facialis</i>	137
Figura II - 38. Genitalia de la hembra de <i>Oncometopia tucumana</i>	138
Figura II - 39. Genitalia de la hembra de <i>Pseudometopia amblardii</i>	139
Figura II - 40. Genitalia de la hembra de <i>Tapajosa doeringi</i>	140
Figura II - 41. Genitalia de la hembra de <i>Tapajosa rubromarginata</i>	141
Figura II - 42. Genitalia de la hembra de <i>Tapajosa similis</i>	142
Figura II - 43. Genitalia de la hembra de <i>Teletusa limpida</i>	143
Figura II - 44. Genitalia de la hembra de <i>Tretogonia bergi</i>	144
Figura II - 45. Genitalia de la hembra de <i>Tretogonia notatifrons</i>	145
Figura III - 1. Producción citrícola en Argentina.....	147
Figura III - 2. Sitios de muestreo en la EEA INTA Concordia, Entre Ríos	151
Figura III - 3. Vegetación circundante a los cultivos cítricos	152
Figura III - 4. Técnicas de muestreo de insectos.....	154
Figura III - 5. <i>Tapajosa rubromarginata</i> y <i>Molomea lineiceps</i>	160
Figura III - 6. Especies predominantes de auquenorrincos.....	161
Figura III - 7. Fluctuación estacional de las especies predominantes	166
Figura III - 8. Fluctuación estacional de especies predominantes de Cicadellinae ...	167

Figura III - 9. Nematode de la familia Mermithidae.....	168
Figura III - 10. <i>Gonatocerus annulicornis</i> (Hymenoptera: Mymaridae).....	169
Figura III - 11. <i>Halictophagus placula</i> (Strepsiptera: Halictophagidae)	171
Figura IV - 1. <i>Xylella fastidiosa</i>	176
Figura IV - 2. Síntomas de CVC.....	177
Figura IV - 3. Vector de Clonación pGEM-T	184
Figura IV - 4. Detección de <i>Xylella fastidiosa</i> por PCR convencional	186
Figura IV - 5. Transmisión de <i>Xylella fastidiosa</i>	191

Índice de tablas

Tabla II - 1. Clasificaciones en la subfamilia Cicadellinae	15
Tabla II - 2. Terminología utilizada por diferentes autores.....	26
Tabla III - 1. Número de auquenorrincos colectados	157
Tabla III - 2. Auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas.....	158
Tabla III - 3. Índices faunísticos	163
Tabla III - 4. Índices faunísticos	164
Tabla III - 5. Análisis de Correlación.....	165
Tabla III - 6. Localización de <i>Halictophagus placula</i> en <i>Tapajosa rubromarginata</i>	171
Tabla IV - 1. Especies de auquenorrincos transmisoras de CVC	179
Tabla IV - 2. Detección de <i>Xylella fastidiosa</i> en auquenorrincos	188

Resumen

Hemiptera, es el orden más grande y diverso de insectos no-holometábolos y se caracteriza por su aparato bucal sucto-picador. Auchenorrhyncha, representa un grupo diversificado de hemípteros exclusivamente fitófagos de reconocida importancia fitosanitaria. Dentro de los auquenorrincos, Cicadellidae constituye la familia más numerosa, con aproximadamente 22000 especies descriptas en el mundo. La subfamilia Cicadellinae incluye 3100 especies, es una de las más diversas en la región Neotropical y en Argentina, 90 especies se distribuyen en el norte y centro del país. Cicadellinae se divide en dos tribus, Cicadellini y Proconiini. La tribu Proconiini, de distribución americana, cuenta con aproximadamente 59 géneros y 429 especies. La identificación taxonómica de sus especies se basa principalmente en los caracteres de la genitalia masculina y las hembras son identificadas por comparación con el macho predeterminado. En Argentina, los aportes referidos a la tribu Proconiini son realmente escasos, por lo cual se propuso estudiar los géneros y especies de proconinos presentes en nuestro país, recopilar y brindar nuevos datos sobre distribución geográfica, biología, plantas huéspedes, enemigos naturales e importancia fitosanitaria para cada especie, y describir los caracteres de la genitalia femenina útiles en la identificación de especies de Proconiini.

Como resultado, se cita por primera vez para la fauna argentina un género y cuatro especies de proconinos. Esto, sumado al conocimiento previo, indica que la tribu Proconiini está representada en Argentina por 18 géneros y 44 especies. Adicionalmente, se presenta una clave para la identificación de los géneros y la diagnosis de cada uno de ellos. Para cada especie estudiada, se proporciona una diagnosis y se reúne toda la información conocida. Además, se amplía el registro de distribución para 16 especies; se proporcionan nuevos datos biológicos para seis especies, nuevas asociaciones con plantas huéspedes para cuatro especies, nuevos registros de enemigos naturales para dos especies y de importancia fitosanitaria para tres especies de Proconiini. Con respecto a la identificación de los ejemplares hembra, se describen e ilustran los caracteres de la genitalia femenina de 20 especies de proconinos.

Xylella fastidiosa es una bacteria fitopatógena, transmitida por auquenorrincos de las familias Cicadellidae, Cercopidae y Membracidae. En cultivos citrícolas, *X. fastidiosa* causa una enfermedad llamada Clorosis Variegada de los Cítricos (CVC), que afecta a todas las variedades comerciales de naranja dulce y otras especies

cítricas. En Argentina, la industria citrícola se desarrolla en dos regiones: el noroeste y el noreste, siendo esta última intensamente afectada por CVC. Para realizar estrategias adecuadas de manejo y control de esta enfermedad, es necesario conocer diversos aspectos de los insectos potenciales vectores. Para ello, se propuso estudiar la diversidad y fluctuación estacional de los auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas afectados por CVC en la provincia de Entre Ríos y monitorear la presencia de sus enemigos naturales potenciales controladores biológicos. Asimismo, se propuso estudiar mediante metodología molecular la presencia de la bacteria *X. fastidiosa* en diferentes especies de auquenorrincos asociadas a cultivos cítricos afectados por CVC en Entre Ríos.

Como resultado de los tres años de muestreo en la EEA INTA Concordia, se colectaron 6052 insectos pertenecientes a seis familias de auquenorrincos, de las cuales Cicadellidae y Membracidae fueron las más abundantes. De las 43 especies identificadas, se mencionan dos nuevas citas para Argentina, 25 nuevas citas para la provincia de Entre Ríos y 13 nuevas asociaciones con agroecosistemas citrícolas. La fluctuación estacional de las especies predominantes presentó dos aumentos poblacionales a lo largo del año, uno en los meses de verano y otro en invierno, coincidente éste último con la presencia de brotes en los cítricos. Los enemigos naturales presentes en el área estudiada fueron: el hongo *Beauveria bassiana*, nematodos (Mermithidae), parasitoides oófilos del género *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) y *Halictophagus placula* (Strepsiptera: Halictophagidae).

Mediante las técnicas moleculares de PCR y qPCR, se analizaron 15 especies de auquenorrincos de las cuales 11 fueron positivas para *X. fastidiosa*: *Bucephalogonia xanthophis* (Berg), *Hortensia similis* (Walker), *Plesiommata mollicella* (Fowler), *Dechacona missionum* (Berg), *Molomea lineiceps* Young, *Tapajosa rubromarginata* (Signoret), *Frequenamia spiniventris* (Linnavuori), *Scaphytopius bolivianus* (Oman), *Curtara samera* DeLong & Freytag, *Cyphonia clavigera* (Fabricius) y *Entylia carinata* (Forster). El ensayo preliminar de transmisión, demostró que tres especies de auquenorrincos, *D. missionum*, *C. clavigera* y *T. rubromarginata*, fueron capaces de adquirir y transmitir la bacteria *X. fastidiosa* a plantas cítricas. Si bien el producto de amplificación visualizado en un gel de agarosa indicó un resultado positivo, la mala calidad de las secuencias obtenidas a partir de las plantas testeadas, obliga a repetir parte del ensayo.

El conocimiento generado en este trabajo de tesis, constituye una herramienta útil para el control, prevención y/o manejo de una de las enfermedades más importantes que afectan a la producción citrícola en Argentina.

Abstract

Hemiptera is the largest and most diverse order of non-holometabolous insects, and is characterized by its piercing-sucking mouthparts. Auchenorrhyncha represents a diverse group of phytophagous hemipterans recognized by its phytosanitary importance. Within Auchenorrhyncha, Cicadellidae is the largest family, with approximately 22,000 described species in the world. The subfamily Cicadellinae includes 3100 species and is one of the most diverse in the Neotropical region. In Argentina, 90 species are distributed in the north and center of the country. Cicadellinae is divided into two tribes, Cicadellini and Proconiini. The tribe Proconiini, is restricted to the Americas, and includes approximately 59 genera and 429 species. The taxonomic identification of species is mainly based on the characters of male genitalia, and females are identified by comparison with the default male. In Argentina, contributions referred to the tribe Proconiini are really scarce. Thus, the purpose was to study the genera and species of Proconiini present in our country, gathering and providing new data on geographical distribution, biology, host plants, natural enemies and phytosanitary importance for each species, and to describe the female genitalia characters useful in the identification of species of Proconiini.

As result of this thesis work, one genus and four species of Proconiini are cited for the first time for Argentina. This, combined with prior knowledge indicates that the tribe is represented by 18 genera and 44 species in Argentina. Additionally, a key for the identification of genera and diagnosis of each were provided. For each studied species, a diagnosis and all known information were provided. Furthermore, the distribution record for 16 species was expanded, new biological data of six species, new associations with host plants of four species, new records of natural enemies for two species, and phytosanitary importance for three species of Proconiini were provided. Regarding the identification of female specimens, the characters of the female genitalia of 20 species of Proconiini were described and illustrated.

Xylella fastidiosa is a phytopathogenic bacterium, transmitted by Auchenorrhyncha of the Cicadellidae, Cercopidae and Membracidae families. In citrus crops, *X. fastidiosa* causes a disease called Citrus Variegated Chlorosis (CVC), which affects all commercial varieties of sweet orange and other citrus species. In Argentina, the citrus industry is developed mainly in two regions: the northwest and northeast, the latter being strongly affected by CVC. To make appropriate strategies for management and control of this disease, various aspects of potential vector insects should be

known. The purpose was to study the diversity and seasonal fluctuation of Auchenorrhyncha found on CVC-affected citrus in the province of Entre Rios, and to record the natural enemies, potential biological control agents. Also, the study of the presence of bacterium *X. fastidiosa* in different species of Auchenorrhyncha associated with CVC-affected citrus crops in Entre Rios using molecular methodology was proposed.

As result of three years of sampling in the EEA INTA Concordia, 6052 insects were collected belonging to six families of Auchenorrhyncha, of which Cicadellidae and Membracidae were the most abundant. Of the 43 identified species, two species are mentioned for the first time for Argentina, 25 species are recorded for the first time for Entre Rios province, and 13 new records on citrus crops are reported. The seasonal fluctuation of the dominant species, presented two population increases throughout the year, one in summer and the other one in winter, the latter coinciding with the presence of sprouts in citrus. The natural enemies present in the study area were: the fungus *Beauveria bassiana*, nematodo (Mermithidae), parasitoids of genus *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) and *Halictophagus placula* (Strepsiptera: Halictophagidae).

Using molecular techniques of PCR and qPCR, we analyzed 15 species of Auchenorrhyncha, of which 11 were positive for *X. fastidiosa*: *Bucephalogonia xanthophis* (Berg), *Hortensia similis* (Walker), *Plesiommata mollicella* (Fowler), *Dechacona missionum* (Berg), *Molomea lineiceps* Young, *Tapajosa rubromarginata* (Signoret), *Frequenamia spiniventris* (Linnavuori), *Scaphytopius bolivianus* (Oman), *Curtara samera* DeLong & Freytag, *Cyphonia clavigera* (Fabricius) and *Entylia carinata* (Forster). The transmission preliminary test showed that three species, *D. missionum*, *C. clavigera*, and *T. rubromarginata*, were able to acquire and transmit the bacterium *X. fastidiosa* in citrus plants. While the amplification product displayed on an agarose gel indicated a positive result, the poor quality of the sequences obtained from the tested plants, requires repeat the trial.

The knowledge generated in this thesis work, is a useful tool for control, prevention, and management of one of the most important diseases that affect citrus production in Argentina.

Capítulo I

Introducción General

Hemiptera, es el grupo más grande y diverso de insectos no-holometábolos, cuenta actualmente con más de 90000 especies descritas (Sorensen *et al.* 1995, Grimaldi & Engel 2005) y se caracteriza por su peculiar aparato bucal sucto-picador, formado por el labio que rodea a los estiletes mandibulares y maxilares, y por la ausencia de palpos (Figura I-1). Tradicionalmente, el orden Hemiptera fue dividido en dos grupos: Homoptera y Heteroptera (Kristensen 1991).

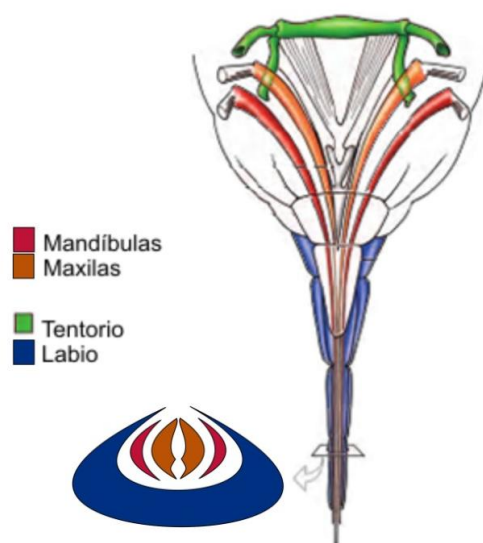


Figura I - 1. Aparato bucal sucto-picador de Hemiptera (Adaptado de Grimaldi & Engel 2005).

Homoptera fue considerado un grupo monofilético por Boudreaux (1979) y Hamilton (1981) por los siguientes caracteres: foramen amplio en la cabeza, grandes suturas que definen la placa mandibular, las alas anteriores más grandes que las posteriores, tarsómeros reducidos y morfología de las células espermáticas. Sin embargo, el término “Homoptera” quedó actualmente en desuso por la inclusión de estudios moleculares y reinterpretación de datos morfológicos que lo consideran un grupo parafilético (Hennig 1981, Campbell *et al.* 1995, Sorensen *et al.* 1995, von Dohlen & Moran 1995, Gullan 1999), dividido en dos series o subórdenes: Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha (Carver *et al.* 1991, Wheeler *et al.* 1993).

Los análisis moleculares de Campbell *et al.* (1995) y Sorensen *et al.* (1995) soportan la monofilia de Sternorrhyncha pero cuestionan la de Auchenorrhyncha. Otros autores, basándose en la morfología e histología del sistema digestivo, morfología de la cabeza y de la genitalia masculina y femenina, apoyan la hipótesis de que Auchenorrhyncha es un grupo parafilético (Goodchild 1966, Bourgoïn 1986a,

1986b, 1993, Bourgoïn & Huang 1990). Sin embargo, el sistema acústico timbal, la antena aristada, la morfología de los escleritos alares y la fusión de las venas ScP+R en las alas anteriores son caracteres considerados sinapomorfías de Auchenorrhyncha (Kristensen 1973, Hennig 1981, Kukalova-Peck 1983, Dworakowska 1988, Carver *et al.* 1991, Yoshizawa & Saigusa 2001). Un reciente análisis filogenético basado en secuencias de ADN, apoya la hipótesis de Auchenorrhyncha como grupo natural (Cryan & Urban 2012).

Auchenorrhyncha ha sido tradicionalmente dividido en dos grupos: Fulgoromorpha y Cicadomorpha (Hennig 1981, Carver *et al.* 1991). La monofilia de Cicadomorpha nunca ha sido discutida, considerando sinapomorfías a los siguientes caracteres: clípeo ensanchado; pedicelo antenal pequeño sin sensilas conspicuas y flagelo aristiforme; tégula ausente; venas anales del ala anterior usualmente separadas desde la base en toda su longitud; coxas medias pequeñas con sus bases unidas (Figura I-2) (Hamilton 1981, Carver *et al.* 1991, Wilson & Claridge 1991, Dietrich 2005, Forero 2008, Cryan & Urban 2012).

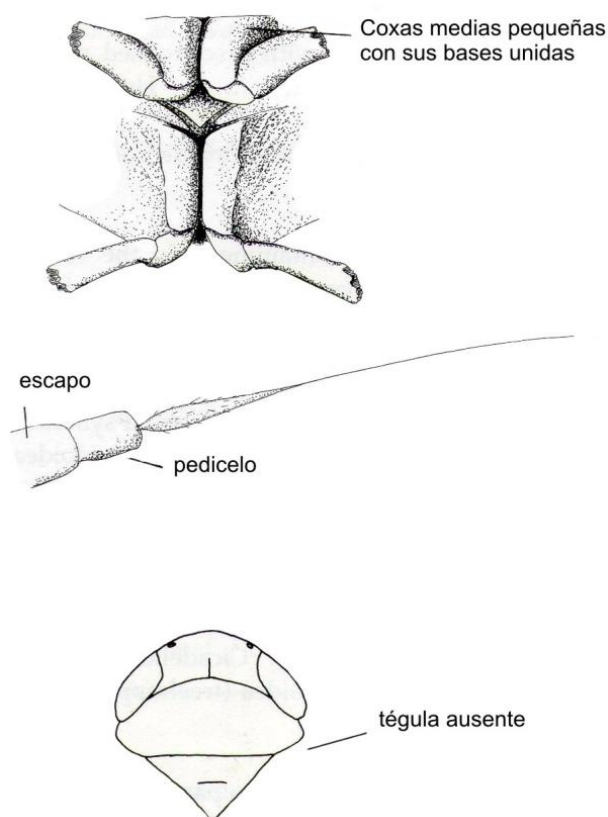


Figura I - 2. Sinapomorfías de Cicadomorpha (Adaptado de Wilson & Claridge 1991).

Cicadomorpha comprende aproximadamente 35000 especies descritas en el mundo, agrupadas en tres superfamilias bien establecidas sobre la base de criterios morfológicos y moleculares: Cicadoidea (“chicharras”, “cigarras”), Cercopoidea (“salivazos”, *froghoppers*) y Membracoidea (“chicharritas”, *leafhoppers*, *treehoppers*) (Cryan 2005, Dietrich 2005).

Membracoidea Rafinesque 1815 (= Cicadelloidea Latreille 1825), puede distinguirse de otras superfamilias de auquenorrincos por la siguiente combinación de caracteres: tentorio incompleto, coxas metatorácicas grandes y transversas (Evans 1963, Carver *et al.* 1991, Hamilton 1992), hileras longitudinales de setas de tipo “cuculladas” en las tibias metatorácicas y presencia de apodemas escutelares y sus fosas externas asociadas (Deitz & Dietrich 1993, Dietrich & Deitz 1993). La superfamilia Membracoidea incluye a las familias Aetalionidae, Cicadellidae, Melizoderidae, Membracidae y Myerslopiidae, que comprenden aproximadamente 25000 especies descritas agrupadas en 50 subfamilias, 150 tribus y 3000 géneros (Oman *et al.* 1990, McKamey 1998, Dietrich *et al.* 2001a, Dietrich 2005).

La familia Cicadellidae Latreille 1825, posee aproximadamente 22000 especies descritas en el mundo (McKamey 2002), y por lo tanto, constituye la familia más numerosa del orden Hemiptera y una de las 10 familias más diversas de insectos. Según Deitz & Dietrich (1993), los cicadélidos pueden distinguirse del resto de los membracoideos por las siguientes características: (1) pronoto no extendido más allá de la sutura escutelar, (2) escutelo no proyectado dorsalmente, (3) mesotórax con sutura separando el anepisterno del katapisterno, (4) tibias metatorácicas usualmente con cuatro hileras de largas setas, y (5) tegumento cubierto por partículas proteináceas llamadas brocosomas, que son producidas por los túbulos de Malpighi (Rakitov 1996). En un análisis filogenético basado en caracteres morfológicos, Dietrich & Deitz (1993) consideran que los caracteres (1) y (5) mencionados arriba son sinapomorfías de la familia Cicadellidae; sin embargo, recientes estudios moleculares indican que Cicadellidae es probablemente un grupo parafilético (Cryan 2005, Dietrich *et al.* 2001b).

El número de subfamilias incluidas en Cicadellidae varía con los diferentes autores desde 10 (Hamilton 1983) a mas de 50 (Knight & Nielson 1986), aunque es frecuentemente utilizada la clasificación de Oman *et al.* (1990), la cual propone 40 subfamilias y 119 tribus.

La subfamilia Cicadellinae Latreille 1825, incluye 350 géneros y 3100 especies descritas en todo el mundo (Wilson *et al.* 2009, Dietrich 2012). Es la subfamilia más diversa en la región Neotropical (Nielson & Knight 2000) y en Argentina, alrededor de 90 especies se distribuyen en el norte y centro del país (Young 1968, 1977, Wilson *et al.* 2009, Paradell *et al.* 2012). Según Young (1968, 1977, 1986), Cicadellinae incluye dos tribus, Cicadellini y Proconiini, que pueden ser diferenciadas en base a los siguientes caracteres morfológicos: posición de la articulación fémoro-tibial del tercer par de apéndices, microsetas y macrosetas del *pygofer* y placas subgenitales del macho, y protuberancia del puente antenal en vista dorsal.

La tribu Proconiini, de distribución Neotropical, cuenta con aproximadamente 59 géneros y 429 especies (Mc Kamey 2007, Takiya 2008, Wilson *et al.* 2009). La identificación taxonómica de sus especies se basa principalmente en los caracteres de la genitalia masculina, mientras que las hembras son identificadas por comparación con el macho predeterminado (Dietrich & Pooley 1994, Mejdalani 1995). En Argentina, los aportes referidos a la tribu Proconiini son realmente escasos.

En el Capítulo II, se estudiaron los géneros y especies de proconinos presentes en Argentina. Se recopiló toda la información conocida y se brindaron nuevos datos sobre distribución geográfica, biología, plantas huéspedes, enemigos naturales e importancia fitosanitaria para cada una de las especies estudiadas. Adicionalmente, se estudiaron y describieron los caracteres de la genitalia femenina útiles en la identificación de especies de Proconiini.

Importancia fitosanitaria de los auquenorrincos en cultivos cítricos

Los hemípteros auquenorrincos son insectos exclusivamente fitófagos, con diferentes hábitos alimenticios. La mayoría se alimenta del floema, mientras que un grupo reducido formado por las superfamilias Cicadoidea, Cercopoidea y dentro de Membracoidea, la subfamilia Cicadellinae, lo hacen del xilema. Sólo la subfamilia Typhlocybinae, se alimenta del mesófilo (Takiya 2007). Los auquenorrincos representan uno de los grupos más relevantes de hemípteros, debido a que muchas especies son plagas de la agricultura y por su intervención en la transmisión y dispersión de patógenos como virus, fitoplasmas, espiroplasmas y bacterias a plantas cultivadas y silvestres (Nielson 1968, O'Brien & Wilson 1985, Nault & Ammar 1989).

Xylella fastidiosa Wells *et al.* 1987 (Xanthomonadaceae) es una bacteria Gram negativa limitada al xilema de las plantas, que es transmitida por auquenorrincos de las familias Cicadellidae (principalmente subfamilia Cicadellinae), Cercopidae (Redak *et al.* 2004) y Membracidae (Zhang *et al.* 2011). La bacteria se distribuye ampliamente en América, desde Estados Unidos hasta Argentina y causa severas enfermedades a diversos cultivos y plantas ornamentales, produciendo importantes pérdidas económicas (Hopkins 1989, Hopkins & Purcell 2002, Redak *et al.* 2004, Hernandez-Martinez *et al.* 2006).

En cultivos citrícolas, *X. fastidiosa* causa una enfermedad llamada “Clorosis Variegada de los Cítricos” (CVC), cuya sintomatología se caracteriza por manchas cloróticas en hojas y frutos, marchitamiento, lesiones necróticas y muerte progresiva del dosel (Damsteegt *et al.* 2006). Esta enfermedad disminuye la calidad de la fruta haciéndola inadecuada para el consumo fresco y la industria (Rossetti & De Negri 1990), y afecta todas las variedades comerciales de naranja dulce y otras especies cítricas (Carvalho *et al.* 1994). Las malezas, arbustos y árboles en las inmediaciones de los cultivos se comportan como reservorios del patógeno (Mizell *et al.* 2003).

CVC se encuentra afectando cítricos en Costa Rica, Paraguay, Brasil y Argentina (Contreras 1990, Agostini 1993, de Coll 1996, de Coll *et al.* 2000a, 2000b, Fundecitrus 2007, Laranjeira *et al.* 2005, Aguilar *et al.* 2005) y es considerada una potencial amenaza para la producción citrícola si un vector adecuado se halla presente en el área (Damsteegt *et al.* 2006).

Actualmente en Brasil, CVC afecta numerosas áreas citrícolas siendo responsable de pérdidas que llegan a los 100 millones de dólares al año (Neves 2000). Existen diversos estudios brasileiros sobre las especies de auquenorrincos presentes en cultivos cítricos afectados por CVC, su fluctuación estacional (Yamamoto & Gravena 2000, Giustolin *et al.* 2009) y cuáles de ellas son vectores de la bacteria *X. fastidiosa* (Lopes 1996, Gravena *et al.* 1998, Parra *et al.* 2003, Yamamoto *et al.* 2007). La mayoría de esas investigaciones se centraron en la subfamilia Cicadellinae, por su hábito alimenticio y por ser la más relevante en cuanto a la transmisión de *X. fastidiosa* (Lopes 1999, Yamamoto *et al.* 2002, Dos Santos *et al.* 2005, Molina *et al.* 2006, 2010, Nunes *et al.* 2007, Menegatti *et al.* 2008, Miranda *et al.* 2009).

En Argentina, la industria citrícola se desarrolla en dos regiones: el noroeste y el noreste, siendo esta última intensamente afectada por CVC. En la provincia de Misiones, las investigaciones realizadas utilizando técnicas serológicas detectaron la

bacteria *X. fastidiosa* en naranja dulce y en muchas especies de auquenorrincos (de Coll 1996, de Coll *et al.* 2000a). El límite de sensibilidad de las pruebas serológicas hace imposible la detección de un bajo número de células bacterianas y se ha reportado que puede generar resultados falso-positivos (Minsavage *et al.* 1993). En la provincia de Corrientes, CVC fue detectada en cultivos de naranja y se llevaron a cabo estudios sobre las especies de auquenorrincos asociadas al cultivo, aunque no se realizaron las pruebas de detección del patógeno en los insectos (Beltrán *et al.* 2004). Recientemente, CVC se ha detectado en Concordia, provincia de Entre Ríos, afectando plantas de naranja dulce y mandarina (Costa *et al.* 2009), pero aún se desconoce la diversidad de auquenorrincos asociada a los cultivos afectados, así como las especies potenciales vectores de la enfermedad en la región.

Para realizar estrategias adecuadas de manejo y control de CVC, es necesario conocer en primer lugar la diversidad de auquenorrincos presentes en el área afectada, las especies predominantes, su variación estacional y los enemigos naturales asociados con el fin de utilizarlos como controladores biológicos. Además, es necesario conocer cuáles de las especies de auquenorrincos asociadas a cultivos con CVC, se comportan como vectores de *X. fastidiosa*. Para ello, es indispensable la utilización de metodologías mucho más sensibles, como son las técnicas de PCR convencional y qPCR, que permitan la detección rápida y certera de la bacteria *X. fastidiosa* tanto en los cultivos como en los insectos.

En el Capítulo III se estudió la diversidad y fluctuación estacional de los auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas afectados por CVC en la provincia de Entre Ríos, y se monitorearon los enemigos naturales presentes en el área.

En el Capítulo IV, se estudió mediante metodología molecular la presencia de la bacteria *X. fastidiosa* en el material vegetal y en diferentes especies de auquenorrincos asociadas a cultivos cítricos afectados por CVC en Entre Ríos.

Todo conocimiento generado a partir de este trabajo de investigación, constituirá una herramienta útil para el control de estos insectos y la prevención y/o manejo de una de las enfermedades más importantes que afectan la producción citrícola en Argentina.

Capítulo II

Taxonomía de la tribu Proconiini (Auchenorrhyncha: Cicadellinae)

INTRODUCCIÓN

La subfamilia Cicadellinae

Cicadellinae incluye 350 géneros y 3100 especies descritas en todo el mundo (Dietrich 2012) y es una de las subfamilias de cicadélidos más diversa en la región Neotropical (Figura II-1). A diferencia de la mayoría de los cicadélidos que se alimentan de floema o fluidos parenquimáticos, los cicadelinos lo hacen de xilema. Este hábito, hace que los individuos eliminen continuamente grandes cantidades de desechos en forma de gotas fluidas mientras se alimentan, por lo que vulgarmente se los conoce como *sharpshooters*. La mayoría de los cicadelinos son generalistas y se alimentan de diferentes familias de plantas (Young 1968, 1977, Novotny & Wilson 1997, Basset & Charles 2000, Takiya 2007). Debido a su hábito de alimentación, muchas especies son importantes vectores de la bacteria *Xylella fastidiosa*, causante de severas enfermedades en diversos cultivos (Redak *et al.* 2004).



Figura II - 1. Diversidad de Cicadellinae. (A) *Sonesimia grossa* (Signoret), (B) *Pawiloma victima* (Germar), (C) *Sibovia sagata* (Signoret), (D) *Tapajosa rubromarginata* (Signoret), (E) *Pseudometopia amblardii* Signoret, (F) *Oncometopia tucumana* Schröder, (G) *Acrogonia virescens* Metcalf, (H) *Oncometopia facialis* Signoret, (I) *Teletusa limpida* Signoret.

La subfamilia Cicadellinae se caracteriza por la siguiente combinación de caracteres: ocelos ubicados sobre la corona, generalmente más cerca del margen posterior que del ápice; las suturas clipeales laterales se extienden hasta la corona y usualmente llegan hasta o cerca de los ocelos; cuerpo frecuentemente no aplanado dorsoventralmente; alas anteriores con el margen externo de la celda apical interna paralelo al eje longitudinal del ala; tibias posteriores con cuatro hileras regulares de macrosetas; proepisterno expuesto (Young 1968).

La delimitación de tribus dentro de Cicadellinae es controversial. Tradicionalmente, varios autores incluyeron en esta subfamilia diferentes combinaciones de las tribus Cicadellini, Proconiini, Mileewini, Errhomenini, Evacanthini y Makilingiini (Evans 1947, Oman 1949, Metcalf 1965). Sin embargo Young (1968, 1977, 1986), considera sólo a las tribus Cicadellini y Proconiini como pertenecientes a Cicadellinae, transfiere Mileewini a la subfamilia Typhlocybinae, y considera que Errhomenini, Evacanthini y Makilingiini deben ser tratadas como subfamilias separadas. No obstante, algunos autores, todavía tratan esos grupos como tribus dentro de Cicadellinae (Linnavuori 1979, Hamilton 1983, Oman *et al.* 1990, Godoy & Webb 1994, Nielson & Knight 2000) (Tabla II-1), sobre la base de rasgos morfológicos, como clipeo hinchado y consecuente desplazamiento de los ocelos a una posición dorsal, lo que probablemente se correlaciona más con su modo de alimentación, en lugar de su proximidad filogenética (Takiya 2007).

Tabla II - 1. Clasificaciones en la subfamilia Cicadellinae (= Tettigellidae, Tettigellinae).

Tribus incluidas	Referencias							
	Evans (1947)	Oman (1949)	Metcalf (1965)	Young (1968, 1977)	Linnavuori (1979)	Hamilton (1983)	Oman <i>et al.</i> (1990)	Nielson & Knight (2000)
Cicadellini (=Tettigellinae, -ini)	1	1	1	1	1	1	1	1
Proconiini (=Proconiinae)	1	1	1	1	1	1	1	1
Mileewini (=Mileewanini)	1	-	1	5	1	1	1	2
Errhomenini (=Errhomenellini)	4	1	4	2	1	1	1	1
Evacanthini	4	1	3	2	1	1	1	1
Makilingiini	1	-	1	2	1	1	2	2

1- Tribus incluidas en Cicadellinae, 2- tratadas como subfamilias separadas, 3- tratadas como familias separadas, 4- incluidas en la subfamilia Aphrodinae, 5- incluida en la subfamilia Typhlocybinae. Los taxones no tratados en el esquema de clasificación se representaron con (-).

Recientes estudios filogenéticos basados en datos morfológicos y moleculares (Dietrich 1999, 2005, Dietrich *et al.* 2001b) han demostrado que la subfamilia Cicadellinae *sensu lato* (en oposición a *sensu* Young) no es probablemente un grupo monofilético. En base a estos análisis, los Cicadellinae como delimita Young, parecen estar estrechamente relacionados, pero pueden ser parafiléticos sin la inclusión de los representantes de la subfamilia Phereurhininae en este grupo (Figura II-2A). Además, la tribu cosmopolita Cicadellini, podría ser un taxón parafilético con respecto a la tribu Proconiini, restringida al nuevo mundo (Takiya 2007) (Figura II-2B).

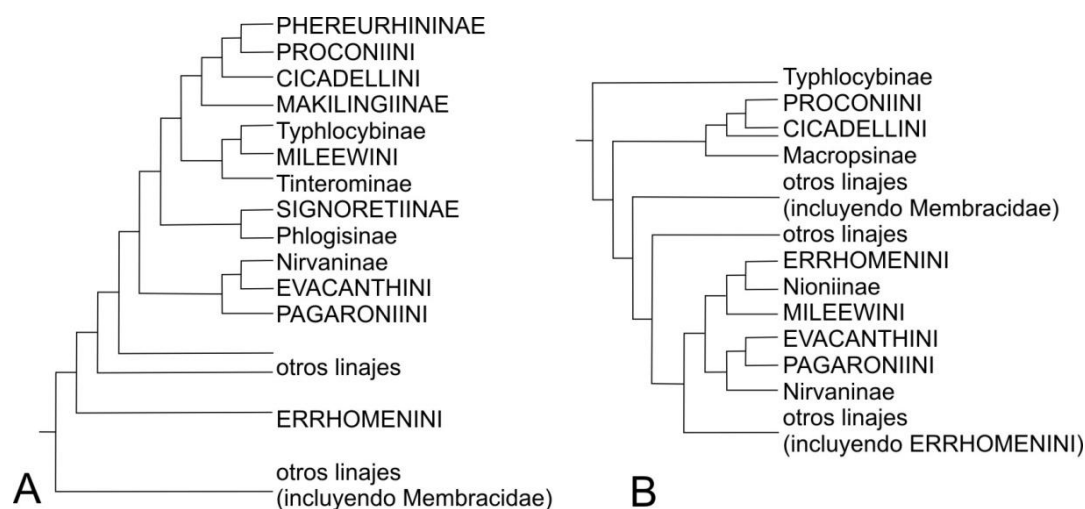


Figura II - 2. Relaciones de los grupos incluidos en Cicadellinae. (A) Análisis basados en caracteres morfológicos (adaptado de Dietrich 1999), (B) Análisis basados en ADNr 28S de Membracoidea (adaptado de Dietrich *et al.* 2001b).

En el presente trabajo, se siguió la clasificación de Young (1968, 1977, 1986), la cual divide a la subfamilia Cicadellinae en dos tribus en base a los siguientes caracteres:

- La articulación fémoro-tibial del tercer par de apéndices en posición de reposo, alcanza el margen posterior del proepímero; *pygofer* y placas subgenitales del macho con macrosetas o con microsetas no dispersas; puente antenal usualmente no protuberante en vista dorsalCicadellini
- La articulación fémoro-tibial del tercer par de apéndices en posición de reposo, no llega al margen posterior del proepímero (excepto en el género *Splonia* Signoret); *pygofer* y placas subgenitales del macho con numerosas microsetas eventualmente dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas; puente antenal protuberante en vista dorsal..... Proconiini

Tribu Proconiini *sensu* Young

Proconiini cuenta con aproximadamente 59 géneros y 429 especies distribuidas en el nuevo mundo (Mc Kamey 2007, Takiya 2008, Wilson *et al.* 2009). Sólo la especie *Homalodisca vitripennis* Germar posee una distribución extra-americana, luego de su reciente invasión en varias islas del océano Pacífico (Pilkington *et al.* 2005).

Morfología

Los miembros de la tribu Proconiini tienden a ser más fuertemente esclerotizados que otros cicadélidos, poseen un tamaño moderado a grande y el cuerpo generalmente no está deprimido dorsoventralmente. La superficie dorsal del cuerpo puede estar ornamentada con callosidades o pubescencia.

Cabeza. La longitud, medida a través de la línea media, y el ancho interocular y transocular son caracteres importantes en la taxonomía del grupo. La corona (co) representa la superficie dorsal entre los ojos; ocasionalmente la textura y pubescencia de su superficie son caracteres útiles. El ápice de la cabeza puede llevar un proceso anterior en forma de cuchara (género *Acrobelus* Stål) o cilíndrico (*Raphirhinus* Laporte). Los ocelos están ubicados sobre la corona, más cerca del margen posterior que del ápice. Los lóbulos supra-antenaes (lsa), también llamados puentes antenaes, son protuberantes en vista dorsal y en la mayoría de los géneros, en vista lateral, se extienden sobre la línea de las suturas clipeales laterales como una pieza transversal en forma de “T”. Las suturas clipeales laterales (scl), se extienden hasta la corona y usualmente llegan hasta o cerca de los ocelos. La transición desde la corona al clipeo puede ser gradual o abrupta y marcada por un ángulo o carena. El clipeo (pc) se separa del clipelo (ac) por una sutura transclipeal (stcl). La porción ventral del clipeo suele ser pubescente. El clipeo puede ser fuertemente convexo, aplanado en sentido medial o con una zona cóncava. Por lo general, lleva áreas de impresiones de los músculos (AIM) que dilatan el cibario (Figura II-3). El contorno del clipelo puede ser casi una continuación del perfil del clipeo, como ocurre en los géneros *Cuerna* Melichar y *Dechacona* Young, o puede formar un ángulo recto con el clipeo, con su parte inferior casi paralela al eje longitudinal del cuerpo (en los géneros *Amblydisca* Stål, *Procandea* Young, *Paracrocampsa* Young) (en la Tabla II-2, se detalla la terminología seguida por diferentes autores).

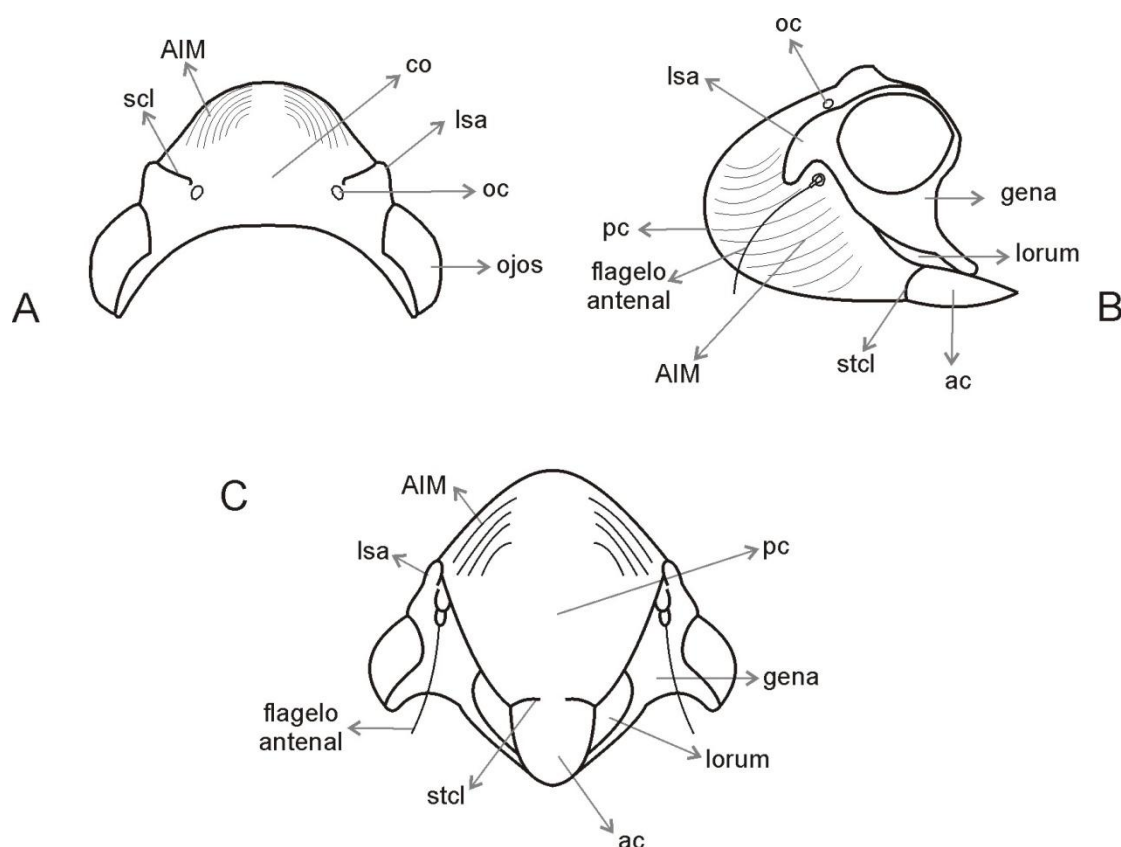


Figura II - 3. Morfología de la cabeza de Proconiini. (A) Vista dorsal, (B) vista lateral, (C) vista frontal. Referencias: ac, clipelo; AIM, áreas de impresiones musculares; co, corona; Isa, lóbulos supra-antenaes; oc, ocelos; pc, clipeo; scl, sutura clipeal lateral; stcl, sutura transclipeal.

Tórax. El tórax tiene varias características taxonómicamente útiles: el ancho del pronoto comparado con el ancho transocular, la forma de sus márgenes laterales en vista dorsal (paralelos, convergentes, divergentes), la escultura y la pubescencia del disco, la forma del margen posterior y la textura del escutelo (Figura II-4A). En algunos géneros, como *Proconia* Le Peletier & Serville, el pronoto está elevado medialmente formando una quilla. En vista lateral, la línea dorsopleural del protórax es generalmente carenada. El proepisterno (pes) es siempre visible. La forma del proepímero (pem) se utiliza en la clasificación; en unos pocos géneros (por ejemplo: *Diestostemma* Amyot & Serville) su margen posterior lleva una proyección digitiforme que se superpone al mesopisterno (mses), y en el género *Phera* Stål, el margen inferior del proepímero es amplio y está deprimido. El mesopímero (msem) lleva un surco longitudinal o diagonal, donde se aloja el margen costal de las alas anteriores

cuando se encuentran en posición de reposo. Dado al ángulo del surco y el grado de curvatura del margen costal de las alas anteriores en reposo, el meron (m) del tercer par de apéndices puede ser visible (y muchas veces también el metaepímero) o estar oculto. Este carácter es de importancia en la clasificación y separa a los Proconiini en dos grandes grupos según Young (1968). Cuando el metaepímero (mtem) está expuesto, se puede observar una proyección aplanada (en forma de repisa o estante) que se extiende por encima del meron (Figura II-4B).

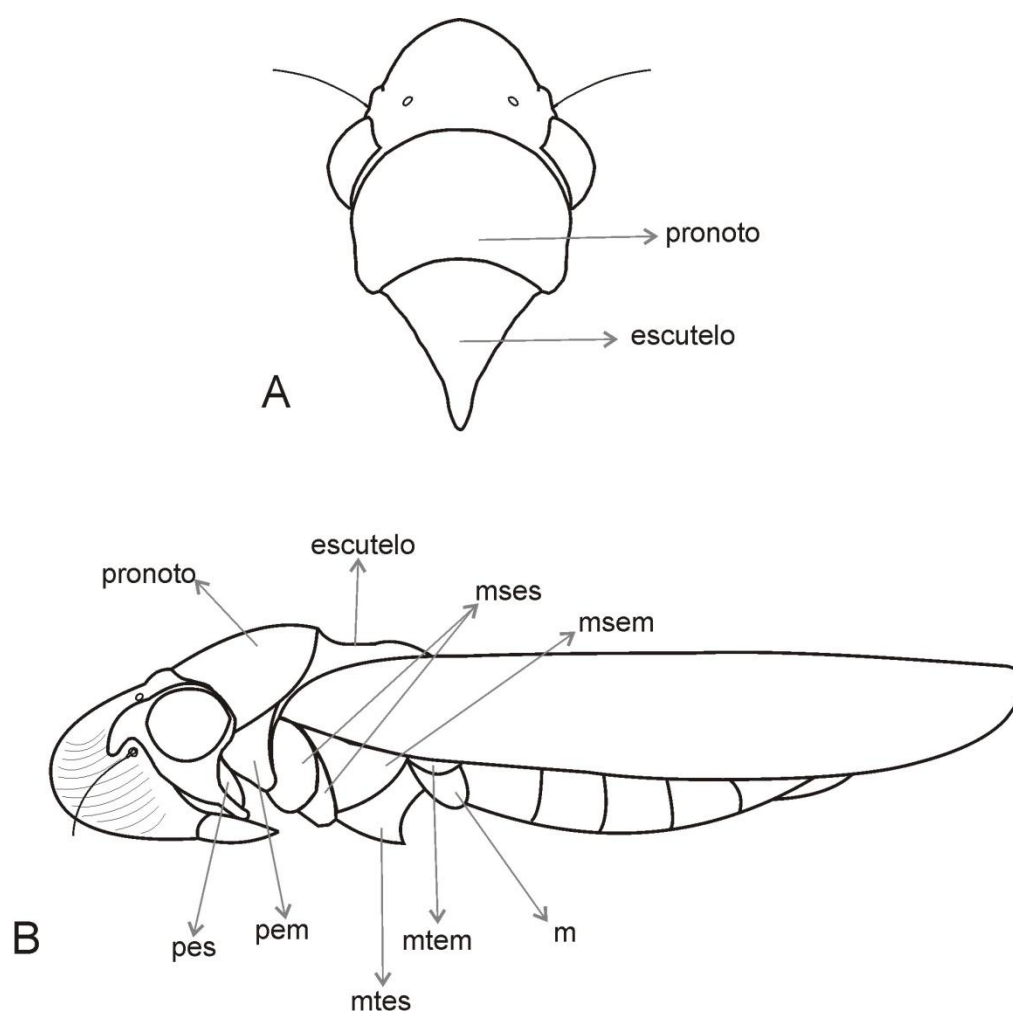


Figura II - 4. Morfología del tórax de Proconiini. (A) Vista dorsal, (B) vista lateral.
Referencias: m, meron; msem, mesoepímero; mses, mesoespisterno; mtem, metaepímero;
mtes, metaepisterno; pem, proepímero; pes, proepisterno.

Con respecto al desarrollo de las alas anteriores, los individuos pueden ser macrópteros, submacrópteros o braquípteros (por ejemplo, los géneros *Lojata* Strand, *Splonia*, *Brevimetopia* Godoy); la textura de las alas anteriores puede ser coriácea o membranosa; las celdas anteapicales en número de dos o tres; en algunos géneros (*Mareba* Distant y *Zyzzogeton* Breddin) se observan venas supernumerarias formando plexos; las venas anales pueden ser paralelas, aproximarse en su longitud media o fusionarse parcialmente (Figura II-5A). En las alas posteriores, la vena R_{2+3} puede ser completa, como se observa en *Splonia*, *Pseudometopia* Schmidt y *Paraulacizes* Young, o estar interrumpida, como se ve en los géneros *Proconosama* Young y *Ochroctacta* Stål (Figura II-5B).

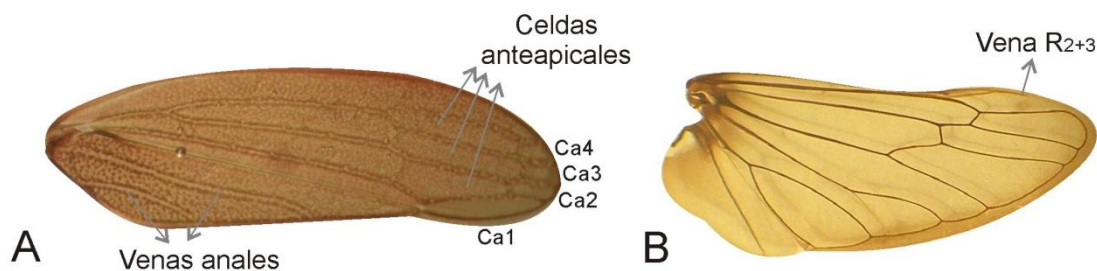


Figura II - 5. Morfología de las alas de Proconiini. (A) Ala anterior, (B) ala posterior.
Referencias: Ca1, Ca2, Ca3, Ca4: celdas apicales.

Con respecto a los apéndices locomotores, las tibias anteriores pueden ser cilíndricas, aplanadas o dilatadas (como en los géneros *Acrocampsia* Stål y *Peltocheirus* Walker). La setación de los fémures posteriores es un carácter de valor taxonómico: generalmente hay un par de setas en el ápice del fémur posterior, raramente tres, y proximalmente puede haber una, dos, o tres setas dispuestas en series. La disposición setal del fémur posterior se expresa por las siguientes fórmulas: 2:0:0 (un par de setas apicales), 2:1:0 (un par de setas apicales y una seta proximal), 2:1:1 (un par de setas apicales y dos setas proximales en serie), 2:1:1:1 (un par de setas apicales y tres setas proximales dispuestas en serie), 3:1:1 (tres setas apicales y dos setas proximales en serie) (Figura II-6). La articulación fémoro-tibial de los apéndices posteriores cuando se encuentran en posición de reposo, se extiende hacia delante no llegando hasta el margen posterior del proepímero, excepto en el género

Splonia. La forma de la tibia posterior en sección transversal es cuadrangular, con los lados generalmente iguales. Cada uno de los ángulos de la tibia posterior lleva una hilera de grandes setas, las cuales varían en su disposición. Además, en los apéndices posteriores, la longitud relativa del primer tarsómero comparada con la longitud combinada del segundo y tercer tarsómero, es un carácter útil en la clasificación.

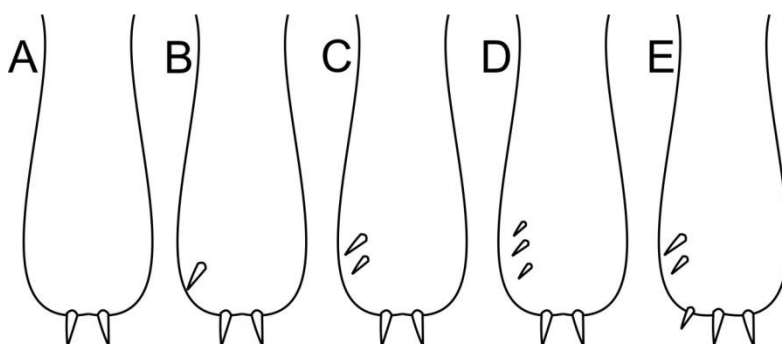


Figura II - 6. Disposición setal del fémur posterior de Proconiini.
(A) 2:0:0, (B) 2:1:0, (C) 2:1:1, (D) 2:1:1:1, (E) 3:1:1.

Abdomen. El aspecto del abdomen no está modificado con respecto al de otros cicadélidos, sin embargo en algunos géneros como *Propetes* Walker y *Dichrophleps* Stål se encuentra constreñido basalmente.

Genitalia masculina (Figura II-7). El segmento abdominal IX forma el *pygofer* (pyg), que varía en su forma y en el contorno de su margen posterior. La quetotaxia de la superficie del *pygofer* también se utiliza en taxonomía: posee dos tipos de setas, uno más grueso que el otro. Las setas más gruesas se conocen como macrosetas y las más delgadas (visualmente lineales a bajos aumentos) se conocen como microsetas. El *pygofer* con frecuencia, puede llevar procesos espiniformes o dentiformes, de los cuales el punto de origen y la forma se utilizan como caracteres (por ejemplo en los géneros *Aulacizes* Amyot & Serville y *Tretogonia* Melichar). El esterno del segmento abdominal IX forma las placas subgenitales (PSG); su longitud, forma, quetotaxia y el grado de fusión a lo largo de la línea media son de valor

taxonómico. Por ejemplo en el género *Depanana* Young, las placas se encuentran fusionadas basalmente; en *Anacuerna* Young, están fusionadas en la mitad basal de su longitud; mientras que en los géneros *Cuerna* y *Depanisca* Young se hallan completamente separadas. Los estilos son estructuras pares, cuya longitud y forma son caracteres útiles aunque no siempre consistentes intraespecíficamente. El conectivo se extiende entre las porciones basales de los estilos y ha sido considerado una pieza basal del órgano copulador por muchos morfólogos; su forma y longitud son caracteres usados en la clasificación. El órgano copulador o *aedeagus*, posee una porción basal, el atrio (A) (y en algunos casos un preatrio, PA), y una porción apical denominada tallo o eje (T) donde desemboca el gonoporo. El *aedeagus* articula basalmente con el conectivo, aunque existen pocas excepciones donde ambos están conectados sólo por membrana. En tales casos, las conexiones con el tubo anal son a menudo mucho más fuertes (por ejemplo en el género *Anacuerna*). La forma del *aedeagus*, la presencia o ausencia de procesos apicales y atriales (AP) y su forma cuando están presentes, son caracteres útiles en la clasificación. Las paráfisis (p), son estructuras genitales accesorias que aparecen en algunos géneros (por ejemplo en *Splonia*) y se cree que han surgido independientemente en los Proconiini. Más comúnmente se encuentran entre el vértice del conectivo y la base del *aedeagus*, sin articulaciones. Por lo general son pares, pero en ocasiones se reducen a una estructura similar a una placa que puede aparecer como un esclerito extra entre el conectivo y el atrio aedeagal. Las paráfisis pueden estar estrechamente asociadas con el *aedeagus*, pero en algunos géneros como *Diestostemma*, se encuentran claramente separadas. En unos pocos géneros (por ejemplo *Homoscarta* Melichar) las paráfisis se articulan con el vértice del conectivo. La membrana posterior del *pygofer* (conjuntiva IX-X) puede llevar escleritos (por ejemplo en *Ciccus* Latreille y *Yunga* Melichar), que se conectan dorsalmente con la porción esclerotizada del *pygofer* y en algunos géneros, pueden desprender procesos alargados que se asemejan a paráfisis de otros géneros. El tubo anal raramente posee procesos, a excepción de lo que ocurre en el género *Acrogonia* Stål.

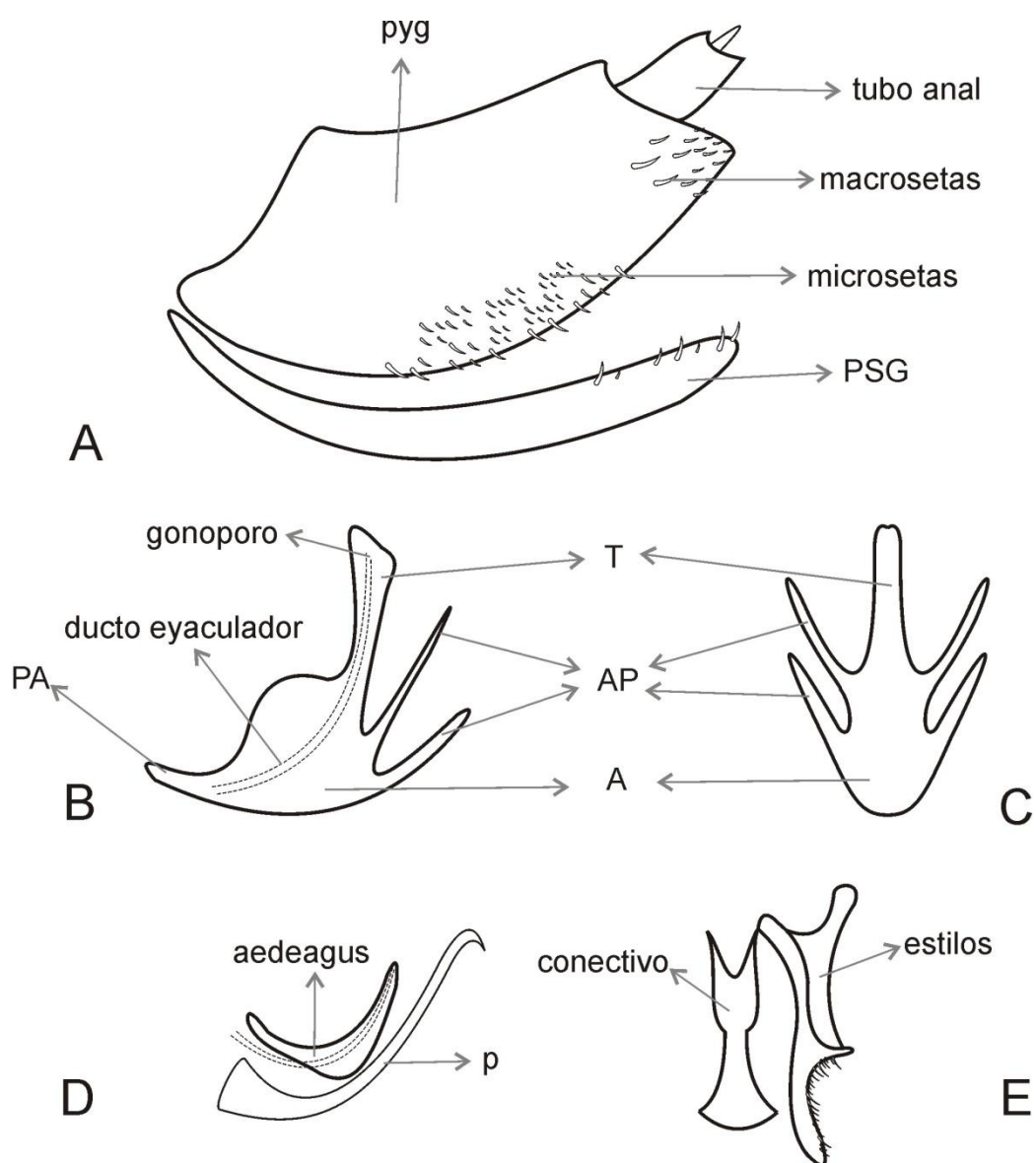


Figura II - 7. Morfología de la genitalia masculina de Proconiini. (A) *Pygofer* y placas subgenitales, en vista lateral, (B) *aedeagus* en vista lateral, (C) *aedeagus* en vista frontal, (D) *aedeagus* y paráfisis en vista lateral, (E) conectivo y estilos en vista dorsal.
Referencias: A, atrio; AP, procesos del *aedeagus*; p, paráfisis; PA, preatrio; PSG, placas subgenitales; pyg, *pygofer*; T, tallo del *aedeagus*.

Genitalia femenina (Figura II-8, II-9). El esternito abdominal VII (E7) de la hembra posee caracteres útiles para la clasificación: la forma de sus márgenes laterales y margen posterior, la setación y coloración. El esternito abdominal VIII (E8) es generalmente membranoso y puede presentar áreas esclerosadas de distintas formas. El segmento abdominal IX forma el *pygofer* (pyg), su forma en vista lateral, margen posterior y el patrón de setación son usados en taxonomía. El *pygofer* encierra al ovipositor, cuyas funciones son cortar la epidermis de la hoja creando una cavidad para depositar el huevo, y servir de conducto para el desplazamiento del huevo desde el gonoporo de la hembra hasta la cavidad en la hoja durante la oviposición. El ovipositor está formado por tres pares de valvas de origen apendicular: valvas ocho, valvas nueve y gonoplacas. En este trabajo se siguió la terminología de Mejdalani (1998) para estas estructuras. La valva ocho (V8) es alargada en vista lateral, estrechándose hacia el ápice; posee áreas esculturales dorsal y ventral (AED, AEV), formadas por procesos tegumentarios de diferente forma y disposición. La valva nueve (V9) también es alargada en vista lateral, ensanchándose a partir de la curvatura basal; la forma del ápice y la presencia de prominencias preapicales (PP) se utilizaron en este trabajo. La superficie dorsal de la V9 posee dientes (D), cuya forma varía, pudiendo ser redondeados, triangulares o cuadrangulares; cada diente puede llevar pequeños dentículos (d) en alguno de sus márgenes. En la superficie lateral, se pueden observar estructuras esclerosadas denominadas ramas (r) que pueden llegar hasta el ápice de la valva, y ductos (du) que pueden o no extenderse hacia la base de los dientes. La gonoplaca (GP) es alargada y su ápice redondeado; su forma generalmente no varía entre las distintas especies de proconinos; puede llevar setas apicales (sa) y procesos espiniformes en la porción basal (pe). El gonocoxito ocho (GC8) está ligado al margen basal de la V8, es esclerosado y su forma varía en las distintas especies. El gonocoxito nueve (GC9) también es esclerosado y se relaciona dorsalmente con la rama de la V9 y ventralmente con la base de la GP; generalmente, su forma no varía en las distintas especies. El GC9 puede llevar pequeños procesos espiniformes (pe) y el área adyacente al punto de articulación con la GP, posee líneas circulares de setas robustas (en la Tabla II-2, se detalla la terminología utilizada por diferentes autores).

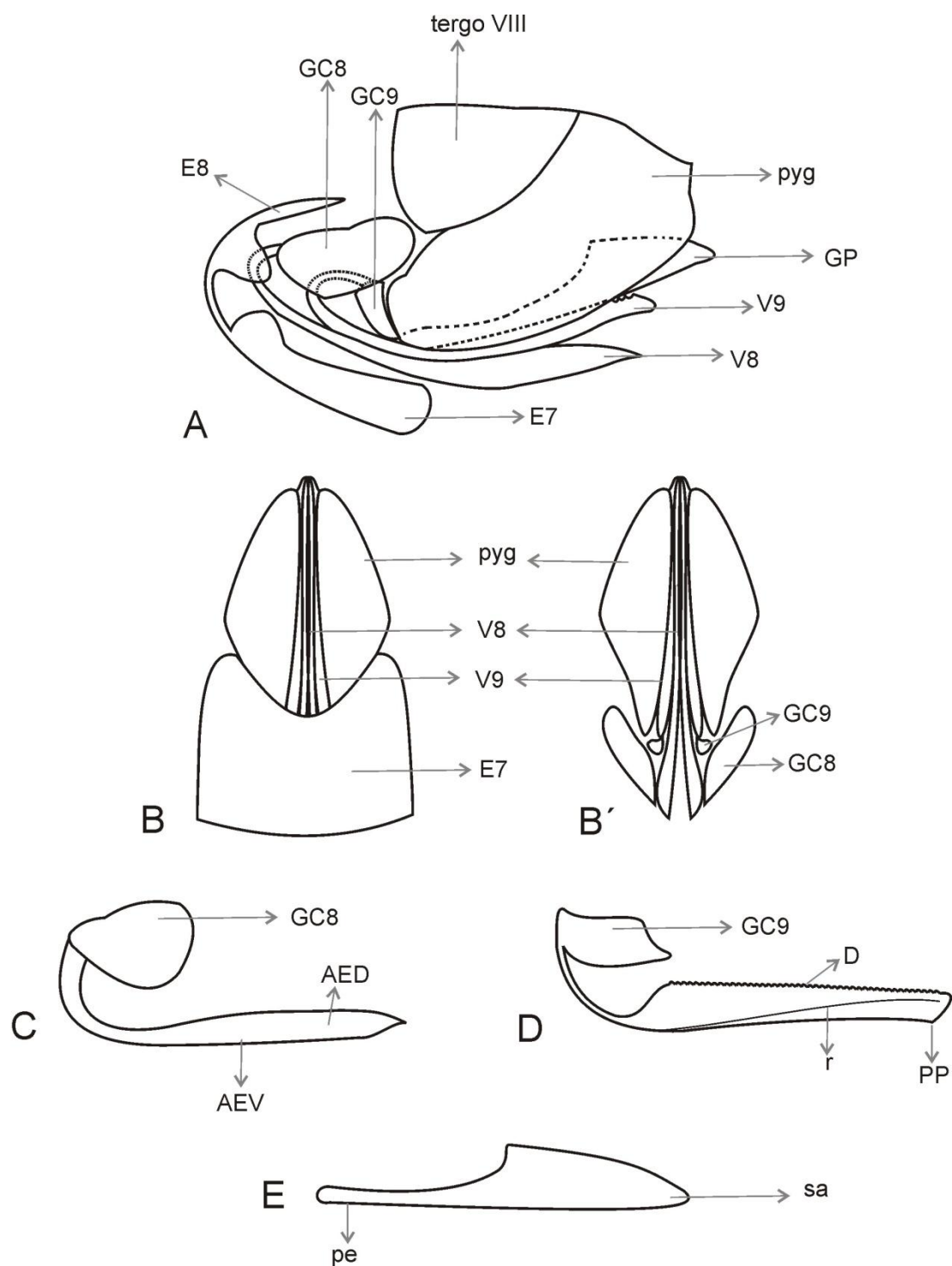


Figura II - 8. Morfología de la genitalia femenina de Proconiini. (A) Esquema general en vista lateral, (B) esquema general en vista ventral con esternito siete, (B') esquema general en vista ventral sin esternito siete, (C) gonocoxito y valva ocho, (D) gonocoxito y valva nueve, (E) gonoplaca. Referencias: AED, área escultural dorsal; AEV, área escultural ventral; d, dentículos; D, dientes; du, ductos; E7, esternito abdominal VII; E8, esternito abdominal VIII; GC8, gonocoxito ocho; GC9, gonocoxito nueve; GP, gonoplaca; pe, procesos espiniformes; PP, prominencia preapical; pyg, *pygofer*; r, rama; sa, setas apicales; V8, valva ocho; V9, valva nueve.

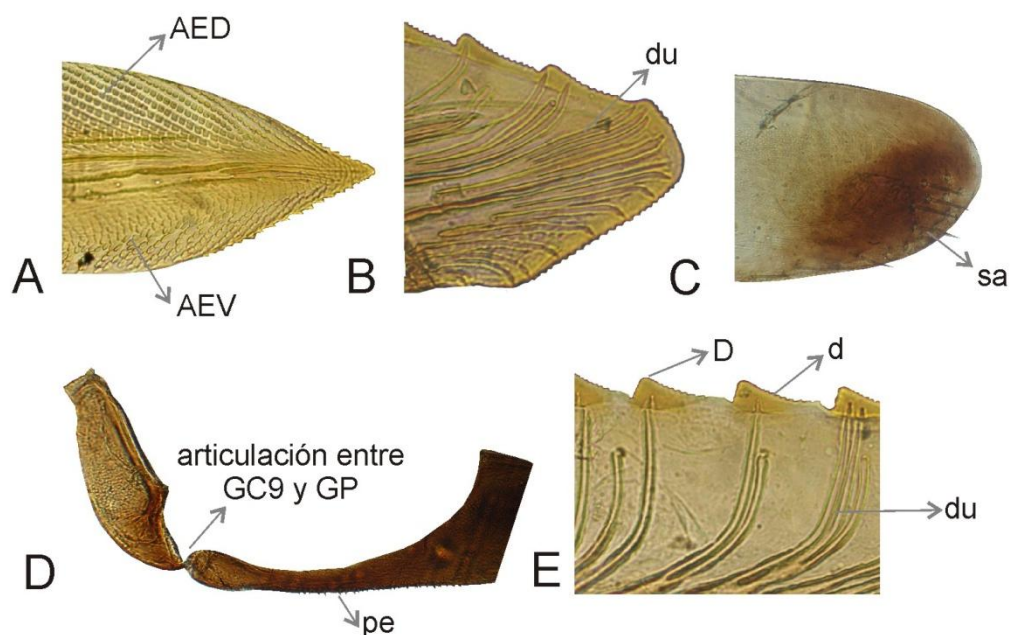


Figura II - 9. Detalles de la morfología de la genitalia femenina de Proconiini. (A) Ápice de la valva ocho en vista lateral, (B) ápice de la valva nueve en vista lateral, (C) ápice de la gonoplaca en vista lateral, (D) articulación gonocoxito nueve-gonoplaca, (E) detalle de los ductos y dentículos de la valva nueve. Referencias: AED, área escultural dorsal; AEV, área escultural ventral; d, dentículos; D, dientes; du, ductos; GC9, gonocoxito nueve; GP, gonoplaca; pe, procesos espiniformes; sa, setas apicales.

Tabla II - 2. Terminología utilizada por diferentes autores en la descripción de caracteres morfológicos de la cabeza y genitalia femenina.

Terminología empleada en el presente trabajo	Sinónimos utilizados por diferentes autores
Morfología de la cabeza	
Corona (Young 1968)	=vértex (Snodgrass 1935)
Clípeo (Young 1968)	=postclípeo (Snodgrass 1935) =frente <i>sensu lato</i> (Hamilton 1981)
Clipelo (Young 1968)	=anteclípeo (Snodgrass 1927) =clípeo (Hamilton 1981)
Sutura clipeal lateral (Young 1968)	=sutura frontoclipeal (Snodgrass 1927) =sutura epistomal (Snodgrass 1935) =sutura clypeal (Evans 1938) =sutura frontogenal (Hamilton 1981)
Sutura transclipeal Young (1968)	=sutura epistomal (Hamilton 1981)

Morfología de la genitalia femenina	
Esternito abdominal siete (Mejdalani 1998)	=apéndice vulvar (Signoret 1853-1855) =placa subgenital (Snodgrass 1933) =segmento genital (Melichar 1924-1926, 1932, 1951)
Gonocoxito ocho (Mejdalani 1998)	=primer valvifer (Snodgrass 1933) =primer gonocoxa (Scudder 1961)
Gonocoxito nueve (Mejdalani 1998)	=segundo valvifer (Snodgrass 1933) =segunda gonocoxa (Scudder 1961)
Gonoplaca (Mejdalani 1998)	=valva dorsal (Cogan 1916) =tercera valva (Snodgrass 1933) =gonoplaca (Scudder 1961)
Valva ocho (Mejdalani 1998)	=valva ventral (Cogan 1916) =primer valva (Snodgrass 1933) =primer gonapófisis (Scudder 1961)
Valva nueve (Mejdalani 1998)	=valva interna (Cogan 1916) =segunda valva (Snodgrass 1933) =segunda gonapófisis (Scudder 1961)

Biología

La dieta de los proconinos consiste exclusivamente en fluidos del xilema, constituidos por más de un 95% de agua y compuestos orgánicos e inorgánicos en muy bajas concentraciones. Debido a su hábito alimenticio, estos insectos poseen diversas adaptaciones para lograr una nutrición eficiente; por ejemplo, tasas extremadamente altas de alimentación (de 10 a 100 veces su peso corporal por hora) y una estructura presente en su sistema digestivo denominada cámara de filtro, la cual les permite eliminar el exceso de agua y concentrar así los nutrientes para su absorción. Además, los proconinos son polípagos, es decir, se alimentan de un amplio rango de plantas huéspedes maximizando así la obtención de nutrientes (Andersen *et al.* 1989, Brodbeck *et al.* 1993, Mizell & Andersen 2001, Tipping & Mizell 2004). *Homalodisca vitripennis* Germar, una especie altamente polífaga, se alimenta de cientos de especies de plantas de al menos 37 familias (Andersen *et al.* 2005). Investigaciones realizadas en Argentina, demostraron que *Oncometopia tucumana* Schröder se alimenta de 12 especies de plantas pertenecientes a 11 familias, tanto

nativas como introducidas, y que posee diferentes patrones de utilización de las plantas para la alimentación y la oviposición (Virla *et al.* 2008).

La tribu Proconiini presenta varios tipos de comportamiento de oviposición. Por lo general, las hembras insertan sus huevos en los tejidos vegetales utilizando su ovipositor, como la mayoría de los cicadélidos. Otros pueden insertar sus huevos en los tejidos vegetales y cubrir la cicatriz con brocosomas (Swain 1937, Nielson *et al.* 1975), o dejar los huevos expuestos sobre la superficie vegetal y cubrirlos con brocosomas (sólo en el género *Acrogonia*) (Paiva *et al.* 2001).

El término *brocosoma* se refiere a unas partículas proteicas ultramicroscópicas sintetizadas intracelularmente en segmentos especializados de los túbulos de Malpighi y liberadas por el ano. Los brocosomas son producidos por la mayoría de los cicadélidos, pero su uso en la oviposición parece ser una especialización de un número limitado de especies (Day & Briggs 1958, Rakitov 1995, 1999a, 1999b, 2000a, 2002, 2004). Los brocosomas pueden dividirse en dos tipos funcionales. Los llamados *Brocosomas tegumentarios* (*integumental brochosomes*) son liberados después de la muda y esparcidos activamente sobre el tegumento como un recubrimiento hidrófobo, y se encuentran en adultos de ambos sexos y en estados inmaduros (Rakitov 1995). Las partículas que forman los brocosomas tegumentarios son esféricas y por lo general, varían entre 0,2 y 2 μm de diámetro. Su tamaño y estructura pueden variar entre las especies o entre las etapas de desarrollo, pero no entre ambos sexos. El comportamiento conocido como *unción* (*anointing*), implica la aplicación de una suspensión líquida de brocosomas sobre el cuerpo, y el denominado *aseo* (*grooming*), es la posterior redistribución de las partículas en todo el tegumento (Navone 1987, Rakitov 1996, 2000b). Su función es proporcionar protección contra la humedad excesiva y la adherencia de desechos en el cuerpo (Rakitov 1995, 2002). Las patas de los cicadélidos poseen fuertes setas que ayudan a manipular los brocosomas y que por lo general, tienen una estructura similar en ambos sexos (Navone 1987, Rakitov 1998).

El otro tipo funcional se denomina *Brocosomas de huevos* (*egg brochosomes*) y generalmente tiene forma alargada. Las hembras grávidas liberan gotas de fluido que contienen brocosomas y las transfieren a sus alas anteriores mediante sus patas traseras (Rakitov 2004). Luego, esas gotas se secan y adquieren forma de gránulos convexos blancos que permanecen sobre las alas anteriores. Después de la oviposición, las hembras raspan los brocosomas de estos gránulos utilizando las setas de las tibias metatorácicas y cubren la postura. Este comportamiento llamado

espolvoreado (*egg-powdering*) es el único uso que se conoce de los brocosomas de huevos (Rakitov 2002); es decir, que sólo algunas especies de Proconiini poseen este tipo de partícula. Las hembras de proconinos que realizan *egg-powdering*, poseen modificaciones estructurales que están relacionadas con este comportamiento: las alas anteriores poseen áreas de setas diferenciadas que facilitan el almacenamiento de los brocosomas antes de la oviposición, y las patas metatorácicas tienen setas modificadas para raspar los brocosomas de las alas sobre la postura. Estas características están presentes en 15 géneros de proconinos (Rakitov 2004). Estudios realizados sobre la ultraestructura de los brocosomas de huevos y el dimorfismo sexual dado por las modificaciones estructurales, han revelado su importancia como una útil e innovadora herramienta para la identificación de especies de Proconiini (Hix 2001, Rakitov 2006, Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008).

En su desarrollo postembrionario, los proconinos, al igual que otros cicadélidos, poseen cinco estadíos ninfales (Figura II-10) que pueden ser diferenciados por el desarrollo de los esbozos alares en el tórax (Wilson & Claridge 1991), la coloración, la cantidad de artejos en los metatarsos y la presencia o ausencia de los ocelos (Marucci *et al.* 2000). El número de generaciones varía entre las especies, siendo en general de una o dos al año. Tanto posturas como estadíos ninfales son frecuentemente hallados entre primavera y verano, transcurriendo el invierno en estado adulto. Los proconinos adultos se encuentran durante todo el año, siendo sus poblaciones más abundantes en primavera y verano. La duración promedio desde huevo hasta llegar al estado adulto varía entre 53 y 68 días dependiendo de la especie (Turner & Pollard 1959, Almeida & Lopes 1999, Paiva *et al.* 2001, Tipping & Mizell 2004, Virla *et al.* 2008, Coelho *et al.* 2008).

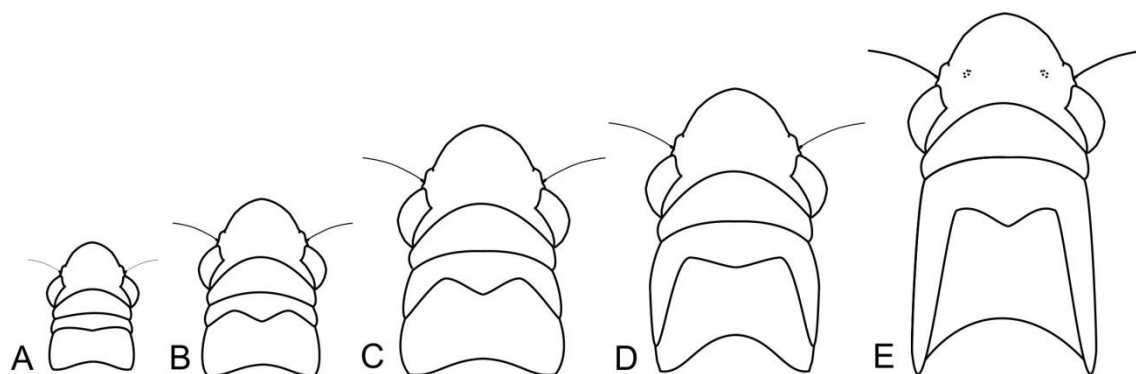


Figura II - 10. Estadíos ninfales de Proconiini. (A) Primero, (B) segundo, (C) tercero, (D) cuarto, (E) quinto.

Breve reseña histórica

Actualmente, la taxonomía de la tribu Proconiini se basa principalmente en los caracteres de la genitalia masculina (Young 1968, Mejdalani 1995). Las claves para la identificación de la mayoría de los géneros y especies son exclusivas para los ejemplares machos, mientras que las hembras son identificadas por comparación con el macho predeterminado (Dietrich & Pooley 1994, Mejdalani 1995).

Los proconinos fueron objeto de tres revisiones importantes: Signoret (1853, 1854, 1855), Melichar (1924, 1925, 1926, 1932, 1951) y Young (1968). Signoret (1853a-c, 1854a-d, 1955a-d) publicó la primera revisión taxonómica del grupo, donde describió un gran número de especies, redescubrió otras y realizó ilustraciones a color (Figura II-11A). En su trabajo, menciona la utilidad del séptimo esternito abdominal de las hembras para la identificación de especies. Stål (1869) describió varios géneros nuevos que posteriormente fueron incluidos en la tribu Proconiini, y describió el esternito abdominal siete de las hembras de algunas especies. Fowler (1900) describió numerosas especies centroamericanas con ilustraciones coloridas (Figura II-11B). Melichar (1924, 1925, 1926) dividió a la subfamilia Cicadellinae en dos secciones, Proconiaria y Cicadellaria, correspondientes a las tribus Proconiini y Cicadellini consideradas por Young años más tarde, con algunas excepciones. Con respecto a la genitalia femenina, el autor se limitó a describir el *pygofer* y séptimo esternito abdominal de algunas especies. Schröder (1959) publicó un estudio taxonómico y zoogeográfico de algunos géneros de Proconiini neotropicales, con especial referencia al género *Oncometopia* Stål. Nielson (1965) revisó el género *Cuerna* Melichar, incluyendo la descripción de algunos caracteres tanto de la genitalia masculina como la femenina.

Sin duda, la mayor contribución al estudio de los proconinos fue realizada por Young (1968) en su obra *Taxonomic Study of the Cicadellinae, part 1 Proconiini*, donde utilizó caracteres de la cabeza, tórax, genitalia masculina y séptimo esternito abdominal femenino en la descripción de muchos géneros y especies.

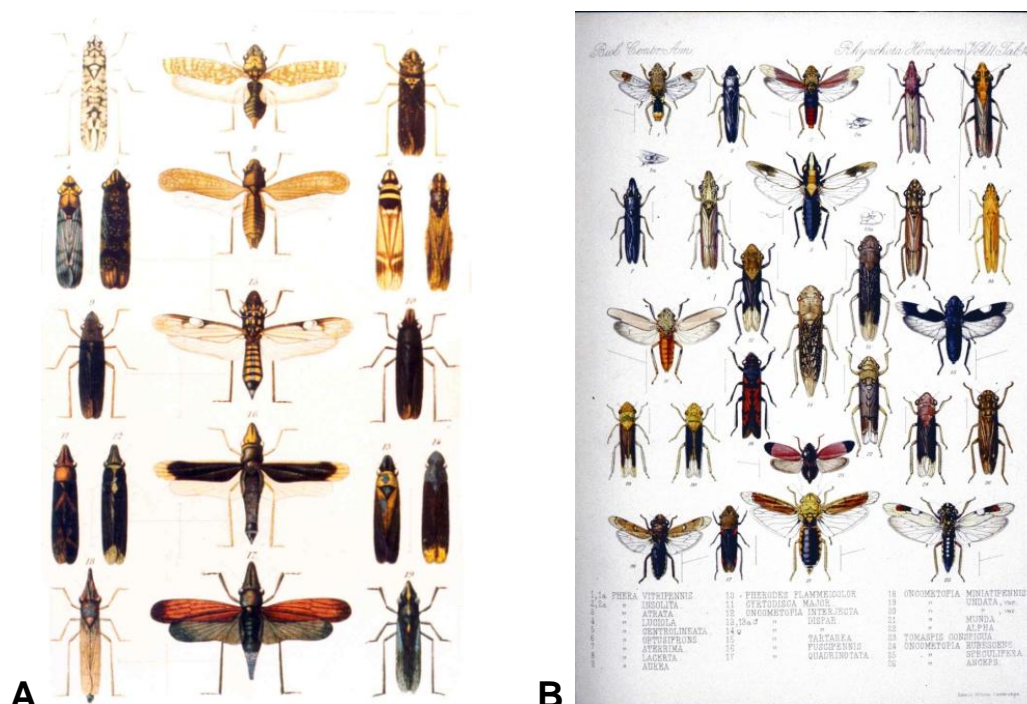


Figura II - 11. Ilustraciones realizadas por (A) Signoret (1855) y (B) Fowler (1900).

Recientemente, la tribu fue abordada por Mejdalani (1998) quien realizó una relevante contribución al conocimiento de la morfología de Proconiini, utilizando entre otros, los caracteres del *pygofer*, de los esternitos abdominales siete y ocho, y del ovipositor de las hembras. Más tarde, Mejdalani, junto con reconocidos autores como Takiya, Dietrich, McKamey, Cavichioli, entre otros, realizaron numerosas redescripciones y descripciones de varias especies, utilizando caracteres morfológicos de la genitalia masculina y femenina, constituyendo un valioso aporte al conocimiento de la tribu Proconiini en América (Takiya *et al.* 1999, 2003, 2006a, 2006b, Mejdalani 2006, Mejdalani *et al.* 2002, 2006, 2008, 2009, Mejdalani & da Silva 2010, Mejdalani & Garcia 2011, Takiya & Mejdalani 2011).

Takiya (2007), en un análisis filogenético sobre la base de caracteres morfológicos, moleculares y los relacionados con el comportamiento *egg-powdering*, sugiere que la tribu Proconiini *sensu* Young no es un grupo monofilético y comprende dos linajes principales: Proconiini *sensu stricto* y Oncometopiini. Young (1968) sobre la base del carácter “meron posterior expuesto u oculto”, había ya esbozado estos dos linajes propuestos por Takiya, pero en su obra los trató como dos condiciones dentro de un grupo natural. En el presente trabajo, se siguió la clasificación de Young (1968) para el estudio de la tribu Proconiini.

Proconinos en Argentina

Los aportes referidos a la tribu Proconiini en Argentina son realmente escasos. Existen algunas diagnósis de especies asociadas a cultivos de interés comercial, como arroz y cítricos; estudios bioecológicos de algunas especies como *Oncometopia tucumana* Schröder y *Tapajosa rubromarginata* (Signoret) y diversos registros de parasitoides de muchas especies de proconinos (Remes Lenicov & Tesón 1985, Remes Lenicov *et al.* 1999, Logarzo *et al.* 2004, Virla *et al.* 2005, 2007, 2008, 2009b, Triapitsyn *et al.* 2007, 2008, Dellapé *et al.* 2013).

Con respecto al estudio de los caracteres de la genitalia femenina, el único aporte realizado en nuestro país corresponde al trabajo de Dellapé & Paradell (2011), donde se describe el *pygofer*, esternito siete y ovipositor de la especie *Homalodisca ignorata* Melichar.

Hasta el año 2010, 25 especies de la tribu Proconiini eran citadas para Argentina (Takiya 2008, Wilson *et al.* 2009), pero se estimaba que su diversidad era aún mayor. Recientemente, nuestro grupo de trabajo llevó a cabo un exhaustivo estudio de los representantes de la tribu en Argentina, donde el número de especies presentes aumentó a 40, y donde se dieron a conocer varias asociaciones con plantas huéspedes y registros de enemigos naturales, además de un análisis biogeográfico de los proconinos en Argentina (Paradell *et al.* 2012).

Debido al exiguo conocimiento del grupo en nuestro país, el objetivo general de éste capítulo fue estudiar las especies de Proconiini presentes en Argentina. Los objetivos específicos fueron: realizar diagnósis de los géneros y especies, describir las estructuras diagnósticas de la genitalia femenina, aportar nuevos datos y reunir los ya conocidos sobre biología, importancia fitosanitaria, plantas huéspedes, enemigos naturales y distribución geográfica de cada una de las especies presentes en Argentina.

MATERIALES Y MÉTODOS

El material estudiado corresponde a los ejemplares de la tribu Proconiini depositados en las siguientes colecciones entomológicas:

- Fundación e Instituto Miguel Lillo (IMLA)
- Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia” (MACN)
- Museo de La Plata (MLP).

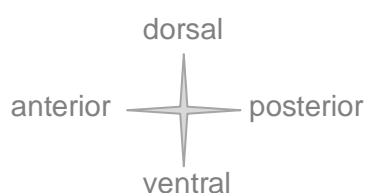
Asimismo, fueron estudiados ejemplares de las especies *Acrogonia citrina* Marucci & Cavichioli, *Homalodisca ignorata*, *Oncometopia tucumana* y *Tretogonia dentalis* Emrich, cedidos por el Dr. Guillermo Logarzo (FUEDEI), Dr. Eduardo Virla (PROIMI) y Dr. Christopher Dietrich (INHS). Diversos especímenes de *Dechacona missionum* (Berg) y *Tapajosa rubromarginata* colectados sobre cultivos hortícolas y arándanos, fueron enviados desde la Estación Experimental Agropecuaria del INTA Concordia, Entre Ríos, por M.Sc. Biól. Juan Pedro Bouvet y el Ing. Jorge Castresana. Otros ejemplares fueron colectados en la provincia de Misiones por el Lic. Leopoldo Álvarez y Lic. Fernando Zamudio.

En las distintas campañas realizadas para el trabajo de tesis, ejemplares de las especies *Dechacona missionum*, *Molomea lineiceps* Young y *Tapajosa rubromarginata* fueron colectados en cultivos cítricos y la vegetación asociada en la Estación Experimental Agropecuaria INTA Concordia, provincia de Entre Ríos, durante 2009-2012. Las especies *Acrogonia virescens* (Metcalf), *Aulacizes obsoleta* Melichar, *A. quadripunctata* (Germar), *Oncometopia facialis* (Signoret), *Pseudometopia amblardii* (Signoret) y *Teletusa límpida* (Signoret) fueron colectadas en las localidades de Eldorado, Iguazú y San Pedro, provincia de Misiones, durante el mes de febrero de 2012. Estos materiales fueron depositados en la Colección Entomológica del Museo de La Plata.

Los ejemplares fueron observados con lupa binocular estereoscópica. La longitud del cuerpo fue medida desde el margen anterior de la corona hasta el extremo posterior del abdomen. A cada espécimen se le seccionó el abdomen con agujas entomológicas y se colocó en un vaso de precipitado con hidróxido de potasio 10% caliente durante 5-7 minutos para aclararlo. Posteriormente se lavó con agua destilada y sumergió en una gota de glicerina sobre un portaobjeto excavado para observar las estructuras genitales bajo microscopio binocular.

En los ejemplares macho, las estructuras genitales fueron utilizadas para la identificación de especies siguiendo las claves y descripciones preexistentes: Signoret (1853, 1854, 1855), Stål (1869), Melichar (1924, 1925, 1926), Schröder (1959), Young (1968), Emrich (1975, 1984, 1988), Takiya *et al.* (1999), Marucci *et al.* (2002) y Azevedo-Filho & Carvalho (2006), entre otras

En los ejemplares hembra, se estudiaron y describieron los caracteres de las estructuras genitales, siguiendo los trabajos de Mejdalani (1998, 2006), Hummel *et al.* (2006) y Mejdalani *et al.* (2006, 2008). Estas estructuras fueron montadas entre porta y cubreobjetos y fueron fotografiadas bajo lupa binocular y microscopio. Con las fotografías de las estructuras genitales de las hembras de cada especie, se confeccionaron las figuras descriptivas del esternito siete en vista ventral; *pygofer*, valvas ocho y nueve, y gonocoxito ocho en vista lateral, orientadas siempre de la siguiente manera:



Para el estudio de los brocosomas, se utilizaron los ejemplares colectados en la EEA INTA Concordia. Los ejemplares hembra que presentaron brocosomas sobre sus alas, se colocaron en tubos con etanol 70% y otros se conservaron secos. Bajo lupa binocular y utilizando una aguja entomológica, se tomó una pequeña cantidad de brocosomas de las masas convexas de las alas y se esparció sobre cinta bifaz adherida a un taco de cobre. Las muestras se metalizaron con una capa de 400 Å de oro y se observaron y fotografiaron en el Microscopio Electrónico de Barrido ubicado en el Museo de la Plata, con la asistencia de Patricia Sarmiento.

Para cada especie estudiada, la información se proporciona de la siguiente manera: sinonimia, diagnosis, material estudiado, datos biológicos, información sobre sus plantas huéspedes, enemigos naturales, importancia fitosanitaria y distribución geográfica con su mapa correspondiente.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tribu Proconiini Stål

Proconiini Stål 1869 (Género tipo: *Proconia* Le Peletier & Serville 1825)

Ciccini Baker 1915

Cicciadini Metcalf 1965 (Género tipo: *Cicciana* Metcalf 1952)

Diagnosis. Tamaño moderado a grande (6,5-22 mm). Cabeza con ocelos más cerca del margen posterior que del ápice; suturas clipeales laterales usualmente extendiéndose hasta la corona; puentes antenales protuberantes en vista dorsal; sutura transclipecal frecuentemente incompleta, clipeo generalmente pubescente. Protórax en vista lateral, usualmente con una carena sobre la línea dorsopleural. Patas posteriores en reposo con la articulación fémoro-tibial no alcanzando el margen posterior del proepímero (excepción: *Splonia* Signoret); fórmula setal del fémur posterior generalmente 2:0:0, 2:1:0, 2:1:1 ó 2:1:1:1; hilera setal 2 de la tibia posterior sin macrosetas pequeñas intercaladas. *Pygofer* y placas subgenitales del macho, con numerosas microsetas uniformemente dispersas y en algunos casos, con macrosetas intercaladas entre las microsetas.

Distribución. Hemisferio Occidental.

En Argentina la tribu Proconiini está representada por 18 géneros y 44 especies (Figura II-12), las cuales se distribuyen desde el extremo norte hasta el paralelo 40 LS (Figura II-14).

Clave para la identificación de géneros de la tribu Proconiini presentes en Argentina (modificada de Young 1968).

- 1- Alas anteriores en reposo exponiendo el meron de las patas posteriores.....2
 - Alas anteriores en reposo no exponiendo el meron de las patas posteriores.....11
- 2- Pronoto y alas anteriores con foveas profundas; margen posterior del pronoto convexo, extendido posteriormente hasta el surco transversal del escutelo*Tretogonia* Melichar
 - Sin la combinación de caracteres anteriores.....3
- 3- Porción inferior del clipeo formando un ángulo recto con el clipeo, clipeo vertical en vista lateral.....*Teletusa* Distant

- El contorno del clipelo se continúa con el perfil del clípeo.....4
- 4-** Cabeza con el margen anterior anguloso, carenado y levemente elevado, transición entre la corona y el clípeo angulosa; *pygofer* del macho alargado y visible cuando las alas anteriores se encuentran en posición de reposo.....*Acrogonia* Stål
- Sin la combinación de caracteres anteriores.....5
- 5-** Metaepímero con una proyección en forma de repisa o estante, sobre la cual se apoyan las alas anteriores cuando están en posición de reposo; placas subgenitales del macho separadas a lo largo de toda su longitud.....6
- Metaepímero sin proyección o con una muy débil; placas subgenitales del macho frecuentemente fusionadas basalmente.....10
- 6-** Abdomen no constreñido basalmente.....7
- Abdomen constreñido basalmente.....8
- 7-** Alas anteriores hialinas o translúcidas; machos con procesos del *pygofer* no originándose del margen ventral (si nacen del margen ventral, el *aedeagus* sin procesos).....*Egidemia* China
- Alas anteriores opacas; machos con procesos del *pygofer* originándose del margen ventral.....*Oncometopia* Stål
- 8-** Corona con una carena media apical; pronoto con un surco transversal paralelo al margen anterior; porción posterior del escutelo hinchada y sin estriaciones transversales.....*Propetes* Walker
- Sin la combinación de caracteres anteriores.....9
- 9-** Proepímero con el área marginal ventral deprimida.....*Phera* Stål
- Proepímero con el área marginal ventral no deprimida.....*Homalodisca* Stål
- 10-** Clípeo fuertemente convexo; disco del pronoto con un par de depresiones amplias y poco profundas en sus márgenes laterales cerca de la línea media; machos con placas subgenitales cortas, las cuales no llegan a la longitud media del *pygofer*.....*Molomea* China

- Clípeo convexo; disco del pronoto sin depresiones; machos con placas subgenitales alargadas, las cuales sobrepasan la longitud media del *pygofer*.....*Tapajosa* Melichar
- 11-** Coloración general blanquecina; ápice de la cabeza con una pequeña tuberosidad media apical; proepímero con un proceso digitiforme corto en la mitad de su margen posterior, dirigido posteriormente.....*Diestostemma* Amyot & Serville
- Sin la combinación de caracteres anteriores.....**12**
- 12-** *Pygofer* de los machos con procesos.....**13**
- *Pygofer* de los machos sin procesos.....**15**
- 13-** *Pygofer* con dos pares de procesos en forma de setas o pelos, uno dorsal y otro ventral.....*Cicciana* Metcalf
- *Pygofer* con procesos originándose del margen dorsal y extendiéndose ventralmente.....**14**
- 14-** Corona con margen anterior ligeramente elevado y carenado; *aedeagus* con un proceso apical en forma de cuchara.....*Aulacizes* Amyot & Serville
- Corona con margen anterior truncado o levemente cóncavo; *aedeagus* de aspecto inflado en vista caudoventral, sin procesos.....*Pseudometopia* Schmidt
- 15-** Alas posteriores con vena R_{2+3} completa.....**16**
- Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta.....**17**
- 16-** Longitud del cuerpo mayor a 10mm; margen anterior de la corona redondeado y carenado; *aedeagus* alargado y curvado, con un par de procesos apicales finos.....*Stictoscarta* Stål
- Longitud del cuerpo menor a 10mm; margen anterior de la corona redondeado, sin carena; *aedeagus* corto y curvado, con un par de procesos basales.....*Anacuerna* Young
- 17-** Cuerpo deprimido dorsoventralmente; corona fuertemente hinchada; *aedeagus* sin procesos; paráfisis presentes.....*Ochrostacta* Stål
- Cuerpo no deprimido; corona redondeada, *aedeagus* con un par de procesos basales finamente pilosos en su porción apical, paráfisis ausentes....*Dechacona* Young

Género *Acrogonia* Stål

Acrogonia Stål 1869 (Especie tipo: *Cicada lateralis* Fabricius 1803)

Pherodes Fowler 1899 (Especie tipo: *Pherodes flammeicolor* Fowler 1899)

Astenogonia Melichar 1926a: 345 (Especie tipo: *Cicada bicolor* Fabricius 1803)

Orectogonia Melichar 1926a: 345 (Especie tipo: *Tettigonia sparsuta* Signoret 1855)

Sansalvadoria Schröder 1959a: 48 (Especie tipo: *Sansalvadoria bimaculata* Schröder 1959)

Diagnosis

Cuerpo no deprimido; longitud entre 9-14mm.

Cabeza. Margen anterior anguloso, de aspecto triangular, carenado y levemente elevado; la longitud media de la corona excede el ancho interocular y muchas veces, el transocular; ocelos localizados detrás de la línea que pasa entre los ángulos anteriores de los ojos; superficie dorsal de la corona cóncava en la mayoría de las especies, sin pubescencia; puentes antenales longitudinalmente surcados, en vista lateral, carenados dorsalmente en muchas especies, márgenes anteriores en declive; clípeo generalmente convexo, su contorno se continúa con el perfil del clipelo.

Tórax. Ancho del pronoto menor al ancho transocular, márgenes laterales paralelos, disco generalmente liso, margen posterior cóncavo, carena dorsopleural completa, recta o ligeramente arqueada hacia abajo en la porción media; proepímero tan alto como ancho; meron y metaepímero expuestos, con una proyección con aspecto de repisa; escutelo sin estrías. Textura de las alas anteriores variable entre hialina, hialina con zonas coriáceas, a coriáceas con membrana distal; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas antepicales; sin venas supernumerarias en el corion, rara vez en el clavus; venas anales paralelas; las alas en reposo ocultan el ovipositor en las hembras, y en algunas especies dejan expuesto el ápice del *pygofer* en los machos. Alas posteriores con la vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior usualmente 2:0:0, raramente 2:1:1 ó 3:0:0; longitud del primer tarsómero mayor que la longitud combinada del segundo y tercer tarsómero.

Genitalia masculina. *Pygofer* fuertemente desarrollado posteriormente, con numerosas microsetas dispersas, excepto en la porción basal, sin procesos; conjuntiva IX-X membranosa; placas subgenitales generalmente unidas en la base, y usualmente cortas y triangulares, con numerosas microsetas dispersas; los estilos se extienden posteriormente más allá del vértice del conectivo; la forma del conectivo es variable entre las especies; *aedeagus* simétrico, alargado, sin procesos basales, el tallo puede

tener procesos apicales bífidos; paráfisis ausentes; tubo anal frecuentemente con un proceso ventral impar.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII desarrollado lateralmente, margen posterior desde ligeramente a profundamente emarginado.

Distribución. Neotropical.

El género *Acrogonia* cuenta con 25 especies descritas de las cuales tres, están presentes en Argentina.

***Acrogonia citrina* Marucci & Cavichioli**

Acrogonia citrina Marucci & Cavichioli 2002

Diagnosis. (Figura II-12 A₁) Coloración de la corona, pronoto y escutelo oscura, con manchas irregulares amarillas; cabeza triangular, con el ápice curvando levemente hacia arriba; clipeo amarillo con márgenes oscuros; *pygofer* del macho alargado, con el margen posterior truncado; placas subgenitales casi tan largas como el *pygofer*, unidas en el tercio basal; conectivo delgado; estilos puntiagudos, delgados y casi tan largos como las placas subgenitales; *aedeagus* subcilíndrico suavemente curvado, con el ápice bífido desde el tercio basal.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** ruta 211 km 36, 26°55'55''S 54°43'4''W, 1♂, 5/I/2008, trampa de luz, C.H. Dietrich col, AR 5-2 (**MLP**); Posadas, 1♀, 25/IX/2003, Logarzo col; Parque Nacional Iguazú, 1♂, 11/XII/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols.

Biología. Posturas exofíticas: los huevos son colocados en el envés de la hoja y cubiertos por brocosomas. Brocosomas de huevos de aspecto filiforme, reticulado, sin orificios, con extremos lisos (Figura II-13 A,B). En los ejemplares hembra, las tibias posteriores poseen setas fuertemente desarrolladas para el comportamiento *egg-powdering* (Marucci *et al.* 2002, Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008). En Brasil, se estudió el número de generaciones y las exigencias térmicas de esta especie, como también su fluctuación poblacional en plantaciones cítricas (Milanez *et al.* 2005, Dos Santos *et al.* 2005).

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs. (Paiva *et al.* 2001, Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006), *Vitis vinífera* L. (Azevedo-Filho *et al.* 2008).

Importancia fitosanitaria. Vector de *Xylella fastidiosa* en cítricos (Lopes *et al.* 1996, Roberto *et al.* 1996). En estos trabajos la especie fue identificada como *A. terminalis* Young, según Marucci *et al.* 2002).

Distribución. Brasil (Marucci *et al.* 2002, Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006), Paraguay (Dellapé *et al.* 2011). Primera cita para **Argentina** (Figura II-15): Misiones: Posadas, Iguazú.

***Acrogonia flaveoloides* Young**

Acrogonia flaveoloides Young 1968

Diagnosis. Coloración de la corona y porción anterior del pronoto y escutelo, negra con manchas naranja-amarillentas, resto del pronoto verdoso; cabeza con la longitud media de la corona menor que el ancho transocular; disco de la corona más cóncavo en machos que en hembras; *pygofer* del macho alargado, con un lóbulo marcado sobre el margen dorsal; *aedeagus* largo y curvado, con el ápice bífido.

Nota. No se ha estudiado material de esta especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Young (1968) y Remes Lenicov *et al.* (1999).

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs. y vegetación espontánea circundante (Remes Lenicov *et al.* 1999).

Enemigos naturales. Strepsiptera de la familia Halictophagidae (Remes Lenicov *et al.* 1999).

Distribución. Brasil (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-15): Misiones: Montecarlo (Remes Lenicov *et al.* 1999).

***Acrogonia virescens* (Metcalf)**

Cicada bicolor Fabricius 1803 (Preocupado)

Capinota virescens Metcalf 1949

Astenogonia fabricii Metcalf 1955 n.nov

Acrogonia virescens Young 1968 n.comb

Diagnosis. (Figura II-12 A₂) Coloración general verdosa, con una macha negra en forma de “V” en el ápice de la corona; clipelo con mancha negra de forma y tamaño

variable; conectivo en forma de “Y”; estilos alargados y curvados hacia la línea media; *aedeagus* largo, con el ápice fino y puntiagudo, y la porción basal en forma de “Y”.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-26 A) con márgenes laterales ligeramente paralelos; margen posterior profundamente emarginado, con un lóbulo medio en la emarginación; con algunas macrosetas en los bordes de la emarginación. *Pygofer* (Figura II-26 B) en vista lateral, pronunciado posteriormente; margen posterior oblicuo con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas dispersas y macrosetas en el tercio posterior. Valva ocho (Figura II-26 C) en vista lateral corta y ligeramente rectilínea, porción basal redondeada; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice truncado con una proyección media aguda (Figura II-26 E). Valva nueve (Figura II-26 D) en vista lateral, corta y ligeramente rectilínea; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 20 dientes no continuos, cuyo tamaño aumenta desde la curvatura basal hasta la porción media y vuelve a disminuir hacia el ápice; cada diente de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; ductos llegando a cada diente (Figura II-26 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal, formando una concavidad con la prominencia preapical conspicua (Figura II-26 F). Gonoplaca (Figura II-26 B), porción anterior estrecha y levemente arqueada, y posterior ensanchada y corta; ápice anguloso. Gonocoxito ocho (Figura II-26 G) subrectangular; con procesos espiniformes en el tercio posterior de su superficie. Gonocoxito nueve estrecho, con algunos procesos espiniformes aislados sobre su superficie.

Material estudiado. **ARGENTINA. Salta:** Abra Grande, Orán, 2♂♂ 1♀, III/1967; 3♂♂ 1♀, 10/I-28/II/1967, Golbach col (**IMLA**). **Misiones:** Eldorado, 1♂ 2♀♀, 31/X/2008, Logarzo & Palottini cols (**MLP**); Puerto Iguazú, 25°37'19''S 54°32'52''W, 1♀, 7/II/2008, colecta manual, C.H. Dietrich col, AR 7-1 (**INHS**); Parque Nacional Iguazú, 2♂♂, 11/XII/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols; Eldorado, Cueva Miní, 26°22,29'S 54°39,65'W, 5♂♂, 14/II/2012, colecta manual, Dellapé col.

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto filiforme, reticulado (Figura II-13 C,D). En la localidad de Eldorado, provincia de Misiones, se observó una gran cantidad de machos de esta especie, en el barro de las huellas del camino adyacente al río Piray Miní.

Plantas huéspedes. *Elaeis guineensis* Jacq. (Bonfils & Perthuis 1992), *Citrus sinensis* L. Obs. (Marucci *et al.* 2002), maleza asociada a *Carica papaya* L. (Lozada & Arellano 2008).

Importancia fitosanitaria. Vector de *Xylella fastidiosa* en cítricos (Yamamoto *et al.* 2000).

Distribución. Guyana, Brasil, Perú, Paraguay (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-15): Misiones: Eldorado; Salta: Abra Grande, Orán (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para Puerto Iguazú en Misiones.

Género *Anacuerna* Young

Anacuerna Young 1968 (Especie tipo: *Cuerna centrolinea* Melichar 1925)

Diagnosis

Cuerpo no deprimido; longitud entre 7,4-8,6 mm

Cabeza. Margen anterior generalmente redondeado en vista dorsal; la longitud media de la corona es menor a la mitad del ancho transocular; disco de la corona no pubescente; ocelos localizados ligeramente por detrás de la línea que pasa por los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puente antenal ligeramente protuberante en vista dorsal, y en vista lateral, con una concavidad longitudinal y carena dorsal, margen anterior no inclinado; clipeo convexo, con área dorsomediana granulada; sutura transclipeal incompleta; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clipeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos, disco rugoso y punteado, margen posterior cóncavo; en vista lateral, con carena dorsopleural oblicua y completa; proepímero tal alto como ancho; meron y metaepímero no expuestos; escutelo transversalmente estriado en la porción posterior. Alas anteriores con textura levemente coriácea, excepto un área subhialina a cada lado de la sutura claval, con cuatro celdas apicales cortas, la base de la cuarta mas proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas; en los ejemplares hembra, las alas ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} completa. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero igual a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* moderadamente desarrollado, con su margen apical redondeado, disco con numerosas microsetas dispersas sobre los dos tercios posteriores, sin procesos; placas subgenitales triangulares y glabras, fusionadas a lo largo de la mitad de su longitud, extendiéndose posteriormente hasta el margen posterior del *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de “Y”, con una quilla media; estilos extendiéndose más allá del ápice del conectivo; *aedeagus* corto y curvado, con procesos basales cónicos, largos y delgados, que se extienden más allá del tallo aedeagal, estrechamente asociados con la base del tubo anal; paráfisis ausentes.

Distribución. Neotropical.

El género *Anacuerna* es monotípico y en Argentina está presente su única especie.

***Anacuerna centrolínea* (Melichar)**

Cuerna centrolínea Melichar 1925

Diagnosis. (Figura II-12 B) En vista dorsal, corona, pronoto y escutelo oscuros, con una línea media longitudinal clara; en vista lateral, clípeo oscuro con las impresiones musculares del cibario de coloración clara.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-27 A) más ancho que largo; márgenes laterales ligeramente cóncavos; márgenes lateroposteriores ampliamente redondeados; margen posterior con una concavidad media poco profunda; superficie con numerosas microsetas dispersas; coloración castaña con manchas claras irregulares. *Pygofer* (Figura II-27 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas, concentradas principalmente en la porción ventral. Valva ocho (Figura II-27 C) en vista lateral, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice agudo (Figura II-27 E). Valva nueve (Figura II-27 D) en vista lateral, levemente convexa; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 26 dientes continuos, de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; ductos llegando hasta cada diente (Figura II-27 H); ápice estrechamente redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-27 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; margen ventral con procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-27 G) subcuadrangular; con procesos espiniformes en el tercio posterior de su superficie, en el margen posterior y posteroventral. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en su superficie media y algunas espinas más gruesas en su margen ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Jujuy:** Iturbe, 2♂♂ 1♀, 8/III/1960, Golbach col; Morro de la Providencia, 2♀♀ 1♂, XI/1935; Quebrada de Humahuaca, 1♀1♂, XI/1979; Abra Pampa, 2♀♀ 1♂, II/1958 (IMLA).

Biología. Generalmente ovipone más de una masa de huevos por hoja, cada una con un promedio de 3,9 huevos y sobre ambos lados de la hoja (Logarzo *et al.* 2006).

Plantas huéspedes. *Chenopodium quinoa* Willd, *Vicia faba* L. (Logarzo *et al.* 2006).

Enemigos naturales. *Gonatocerus tuberculifemur* (Ogloblin) (Hymenoptera: Mymaridae) (Logarzo *et al.* 2006).

Distribución. Perú, Bolivia (Young 1968), Chile (Logarzo *et al.* 2006) y **Argentina** (Takiya 2008) (Figura II-16): Jujuy: Morro de la Providencia, Quebrada de Humahuaca, Abra Pampa, Iturbe; Salta: Cachipampa (Paradell *et al.* 2012).

Género *Aulacizes* Amyot & Serville

Aulacizes Amyot & Serville 1843 (Especie tipo: *Tettigonia quadripunctata* Germar 1821, por monotipia)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 11-16mm.

Cabeza. Longitud media de la corona igual o mayor que el ancho interocular; margen anterior levemente elevado y carenado; disco de la corona con una elevación en forma de “M” bordeando el margen posterior, con una carena longitudinal corta lateral a cada ocelo, con una fovea media ensanchada anteriormente, sin pubescencia; ocelos localizados sobre la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; puentes antenales con un surco longitudinal y carenados dorsalmente, margen anterior en declive; clípeo ligeramente deprimido debajo del ápice de la corona, con pubescencia en la porción inferior; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor o igual al ancho transocular, con márgenes laterales convergentes anteriormente o paralelos; disco con los 2/3 posteriores transversalmente rugosos y punteados; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural oblicua y completa; proepímero tan alto como ancho; meron no expuesto, metaepímero oculto; porción posterior del escutelo estriada transversalmente. Alas anteriores poco coriáceas, con membrana de extensión variable; clavus punteado; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas; en las hembras, las alas anteriores en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* con microsetas dispersas sobre el disco, con un proceso largo y delgado que se origina cerca de la mitad del margen dorsal, extendido ventralmente y curvado posteriormente; placas subgenitales separadas, triangulares con numerosas microsetas organizadas irregularmente, las placas se extienden ligeramente más allá del ápice del *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo estrecho, en forma de “Y”, con sus brazos poco divergentes, sin quilla; estilos extendiéndose más allá del ápice del conectivo, con lóbulo preapical, ápice curvado, redondeado o ligeramente en forma de gancho; *aedeagus* simétrico, corto, con un

proceso apical ventral en forma de cuchara, el cual excede el ápice del tallo y que a menudo tiene sus extremos laterales curvadas dorsomedialmente; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con el margen posterior fuertemente emarginado, frecuentemente con un proceso medial levemente convexo dentro de la emarginación.

Distribución. Neotropical.

El género *Aulacizes* cuenta con 12 especies descriptas de las cuales cinco, están presentes en Argentina.

***Aulacizes basalis* Walker**

Aulacizes basalis Walker 1851

Diagnosis. (Figura II-12 C₁) Coloración de la corona y región anterior del pronoto castaña clara, con máculas negras en el margen anterior del pronoto; margen posterior del pronoto y escutelo castaños oscuros; alas anteriores de coloración verdosa, con bandas castañas finas transversales.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** San Antonio, 1♀, 7/XII/1951, Willink & Monrós cols; Bernardo de Irigoyen, 1♀, 5/XII/1951, Willink & Monrós cols; Dos de Mayo, 2♀♀, 30/XI/1951, Willink & Monrós cols; Aristóbulo del Valle, 2♀♀, XI/1951, Willink & Monrós cols (**IMLA**). **Corrientes:** Mburucuyá, 1♂, 16-23/XI/1957, Biraben col, n°60 (**MLP**).

Distribución. Venezuela, Brasil (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-17): Misiones: San Antonio, Bernardo de Irigoyen, Dos de Mayo, Aristóbulo del Valle; Corrientes: Mburucuyá (Paradell *et al.* 2012).

***Aulacizes conspersa* Walker**

Aulacizes conspersa Walker 1851

Aulacizes maculata Walker 1851

Aulacizes terminalis Walker 1851

Tettigonia repanda Signoret 1855

Tettigonia affinis Signoret 1855

Proconia annuligera Walker 1858

Proconia persistans Walker 1858

Aulacizes maculate var. *nigriceps* Schmidt 1928

Diagnosis. (Figura II-12 C₂) Corona amarillenta, con manchas castañas formando un retículo; disco del pronoto con una mancha oscura en forma de flecha; alas oscuras con máculas irregulares amarillentas, porción apical de celdas antepicales amarillas; base del clípeo y genas con mácula oscura; conectivo con el margen entre los brazos redondeando, ápice estrecho.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-28 A) más ancho que largo; márgenes laterales ligeramente convergentes posteriormente; márgenes lateroposteriores levemente redondeados; margen posterior suavemente emarginado con una proyección media levemente convexa; superficie con microsetas dispersas; coloración clara y el margen posterior oscuro. *Pygofer* (Figura II-28 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior redondeado; superficie con microsetas dispersas. Valva ocho (Figura II-28 C) en vista lateral, ligeramente rectilínea a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias lineales; ápice obtuso (Figura II-28 E). Valva nueve (Figura II-28 D) en vista lateral, levemente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 38 dientes no continuos, de forma triangular, con dentículos sobre su margen posterior; dientes de la porción media con ductos que no llegan a la base (Figura II-28 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco evidente (Figura II-28 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales, margen ventral con setas dispersas y setas fuertes apicales. Gonocoxito ocho (Figura II-28 G) suboval; con procesos espiniformes en la porción ventral. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes en la mitad ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Iguazú, 1♂, II/1954, Hayward, Willink, Golbach cols (**IMLA**); Caraguatay, 2♂♂, I/1960, Ronderos & Trotta cols, n°60 (**MLP**); Parque Nacional Iguazú, 2♂♂, 9/XII/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols; San Pedro, 1♀ 1♂, 18/II/2012, colecta manual, Dellapé col.

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Brasil y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-17): Misiones: Puerto Iguazú, Caraguatay (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para San Pedro en Misiones.

Aulacizes insistans (Walker)

Proconia insistans Walker, 1858b: 232

Aulacizes obtusa Walker, 1858b: 239

Diagnosis. (Figura II-12 C₃) Corona con una gran mancha negra central, que se continúa a través del clípeo como una fina línea oscura, uniéndose a una banda negra en la porción basal del clípeo; alas anteriores oscuras, con cinco máculas claras de forma y tamaño variable.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** 2♀♀, sin datos, n°46942 (**MACN**); Iguazú, 1♀, 5-9/XII/1957, Biraben col, n°60 (**MLP**).

Distribución. Brasil (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-17): Misiones: Iguazú (Paradell *et al.* 2012).

Aulacizes obsoleta Melichar

Aulacizes obsoleta Melichar 1926

Diagnosis. (Figura II-12 C₄) Coloración de la corona, pronoto y escutelo castaña clara, con una línea longitudinal oscura en el disco del pronoto; alas castañas con venas amarillentas; base del clípeo y clipelo de color oscuro; conectivo con el margen entre los brazos de forma cuadrangular, el ápice ensanchado.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-29 A) más ancho que largo; márgenes laterales ligeramente convergentes posteriormente; márgenes lateroposteriores estrechamente redondeados; margen posterior levemente emarginado con una proyección media ligeramente convexa; superficie con numerosas microsetas dispersas; coloración clara y el margen posterior más oscuro en la porción media. *Pygofer* (Figura II-29 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior redondeado; superficie con microsetas dispersas. Valva ocho en vista lateral, ligeramente rectilínea a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en

líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias lineales; ápice obtuso (Figura II-29 C). Valva nueve en vista lateral, levemente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 38 dientes no continuos, de forma triangular, con denticulos sobre su margen posterior; dientes de la porción media con ductos que no llegan a la base (Figura II-29 F); ápice redondeado, con denticulos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco evidente (Figura II-29 D). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales, margen ventral con setas dispersas y setas fuertes apicales. Gonocoxito ocho (Figura II-29 E) suboval; con procesos espiniformes en la porción ventral. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes en la mitad ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Puerto Iguazú, 1♀, II/1954, Hayward, Willink, Golbach cols (**IMLA**); 1♀, P.Aguirre col, n°37112; 1♀, P.Aguirre col, n°37361; 1♀, sin datos, n°14547; 1♀, sin datos, n°25382 (**MACN**); Iguazú, 2♀♀, 5-9/XII/1957, Biraben col, n°60; Caragatatay, 1♂, I/1960, Ronderos & Trotta cols, n°60; Eldorado, 26°25'40"S 54°09'38.02"W, 1♀, 30/X/2008, Logarzo & Palottini cols (**MLP**); El Soberbio, 27°17,806'S 54°11,799'W, 1♂, 20/II/2012, colecta manual, Dellapé col.

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Brasil (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-17): Misiones: Puerto Iguazú, Caragatatay; Iguazú, Eldorado (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para El Soberbio en Misiones.

***Aulacizes quadripunctata* (Germar)**

Tettigonia quadripunctata Germar 1821

Diestostemma terminalis Walker 1851

Diagnosis. (Figura II-12 C₅) Corona y pronoto rojizos, con cuatro manchas negras conspicuas; alas oscuras; base del clipeo con una mácula negra en cada margen lateral; conectivo con el margen entre los brazos triangular, ápice ensanchado.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-30 A) más ancho que largo; márgenes laterales casi paralelos; márgenes lateroposteriores estrechos; margen posterior fuertemente emarginado con una proyección media convexa; superficie con

numerosas microsetas dispersas; coloración general clara y la porción posterior oscura. *Pygofer* (Figura II-30 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior redondeado; superficie con microsetas dispersas, algunas más concentradas sobre el tercio posterior. Valva ocho (Figura II-30 C) en vista lateral, ligeramente rectilínea a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias lineales; ápice obtuso (Figura II-30 E). Valva nueve (Figura II-30 D) en vista lateral, ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 38 dientes no continuos, de forma triangular, con dentículos sobre su margen posterior; dientes de la porción media con ductos que no llegan a la base (Figura II-30 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco evidente (Figura II-30 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales, margen ventral con setas dispersas y setas fuertes apicales. Gonocoxito ocho (Figura II-30 G) suboval; con procesos espiniformes en la porción ventral. Gonocoxito nueve: con procesos espiniformes en la mitad ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** San Pedro, 1♀ 2♂♂, 12/II/1951, Willink & Monrós cols; Salto Encantado, 1♀, 27/XI/1951 (**IMLA**); 3♀♀, n°7598; San Javier, 25 de Mayo, 11♀♀h 4♂♂, XI/1946, M.J.Viana col (**MACN**); San Ignacio, 1♂, 15/XI/1929, n°60; Dos de Mayo, 1♀, 2/XII/1957, Biraben col, n°60 (**MLP**); Esmeralda, 1♀ 2♂♂, 14/XII/2011, Álvarez col; San Pedro, 2♀♀ 1♂, 18/II/2012, colecta manual, Dellapé col.

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Brasil y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-17): Misiones: San Pedro, Salto Encantado, San Javier, San Ignacio, Dos de Mayo, Eldorado, San Antonio, Tobunas, Campo Grande, Caingua, Aristóbulo del Valle, 25 de Mayo (Paradell *et al.* 2012).

Género *Cicciana* Metcalf

Ciccus Stål 1869 (Especie tipo: *Ciccus latreillei* Distant 1908, preoc.: *Ciccus* Latreille, 1829)

Cicciana Metcalf 1952 (Especie tipo: *Ciccus latreillei* Distant 1908)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 15-18mm.

Cabeza. Longitud media de la corona mayor que el ancho interocular; margen anterior subtriangular en vista dorsal; disco de la corona con una fóvea estrecha medial, con una elevación en forma de “M” bordeando el margen posterior, con pubescencia; ocelos localizados sobre la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; puentes antenales carenados dorsalmente, margen anterior en declive; clípeo deprimido medialmente, con pubescencia en la porción inferior; sutura transclipeal oscura; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto mayor que el ancho transocular, con márgenes laterales convergentes anteriormente; disco con una fóvea cerca y paralela al margen anterior que no llega a los márgenes laterales, punteado y sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una fuerte quilla dorsopleural rectilínea; proepímero tan alto como ancho; meron no expuesto, metaepímero oculto; porción posterior del escutelo estriada transversalmente. Alas anteriores coriáceas, con membrana sólo en la celda apical interna (Ca1 en Figura II-5A); cuatro celdas apicales; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas; en las hembras, las alas anteriores en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} completa. Tibia anterior ensanchada y aplanada apicalmente; fórmula setal del fémur posterior 2:1:1 ó 2:1:1:1; longitud del primer tarsómero menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* muy desarrollado, redondeado apicalmente, con microsetas dispersas paralelas al margen ventral, con dos grupos de procesos en forma de setas o pelos, uno dorsal y otro ventral; placas subgenitales separadas, triangulares con numerosas microsetas dispersas, las placas se extienden hasta el ápice del *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo lineal, sin brazos distintivos y ligeramente ensanchado en el ápice, sin quilla; estilos extendiéndose posteriormente al ápice del conectivo, con lóbulo preapical, ápice curvado y redondeado, con algunas microsetas preapicales laterales; *aedeagus* simétrico, tallo corto, con un par de procesos basales que se extienden posteriormente y se curvan anteriormente, cada uno, con una proyección anteapical; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con el margen posterior trilobulado.

Distribución. Neotropical.

El género *Cicciana* posee dos especies descritas, una de ellas está presente en Argentina.

Cicciana latreillei (Distant)

Ciccus latreillei Distant 1908 (n.nov.)

Ciccus adspersa Burmeister (no Fabricius)

Diagnosis. (Figura II-12 D) Coloración general castaña o rufa, con máculas amarillas en el pronoto y en los 2/3 proximales de las alas anteriores.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** San Antonio 1♂, 18/XII/1963, n°2074; Puerto Iguazú, 4♂♂, 20/XII/2001, Logarzo & Manrique cols (**MLP**).

Distribución. Brasil (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-18 B): Misiones: Puerto Iguazú (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para San Antonio en Misiones.

Género *Dechacona* Young

Dechacona Young 1968 (Especie tipo: *Tettigonia missionum* Berg 1879)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 6,5-8,5mm.

Cabeza. Margen anterior redondeado; la longitud media de la corona es menor que la mitad del ancho interocular; disco de la corona pubescente; corona con una fovea entre los ocelos y una elevación transversa bordeando el margen posterior; ocelos localizados ligeramente por detrás de la línea que pasa por los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puente antenal ligeramente protuberante en vista dorsal, y en vista lateral, con una muy leve concavidad anterior y no carenado dorsalmente, margen anterior oblicuo; clipeo convexo y finamente pubescente; sutura transclipeal incompleta; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clipeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos, y un surco profundo transverso detrás del margen anterior; disco punteado y fuertemente pubescente; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con carena dorsopleural rectilínea y completa; proepímero tal alto como ancho; meron y metaepímero no expuestos; escutelo pubescente. Alas anteriores con membrana sólo en la zona de las celdas apicales, el resto fuertemente coriáceo, punteado y pubescente; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta ligeramente más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas; en los ejemplares hembra, las alas en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero aproximadamente igual a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* moderadamente desarrollado, margen posterior redondeado, disco con numerosas microsetas dispersas sobre los dos tercios posteriores, sin procesos; placas subgenitales triangulares, con numerosas microsetas, separadas a lo largo de toda la línea media y más cortas que el *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo muy pequeño, en forma de "Y", con una quilla media; estilos apicalmente truncados y extendiéndose más allá del ápice del

conectivo; *aedeagus* corto, con un par de procesos basales finamente pilosos en su porción apical; paráfisis ausentes.

Distribución. Neotropical.

El género *Dechacona* es monotípico y en Argentina está presente su única especie.

***Dechacona missionum* (Berg)**

Tettigonia missionum Berg 1879

Oncometopia minor Osborn 1926 (syn)

Diagnosis. (Figura II-12 E) Coloración general pardo-grisácea, disco de la corona con una fovea media entre los ocelos y una elevación bordeando el margen posterior; corona, pronoto, escutelo y alas anteriores con pubescencia; las placas subgenitales de los machos poseen un proceso basal con un diente apical agudo y recurvado, otro más pequeño y truncado sobre el margen posterior, e internamente otro más aguzado sobre la superficie dorsal.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-31 A) más ancho que largo; márgenes laterales casi paralelos; márgenes lateroposteriores ampliamente redondeados; margen posterior con una emarginación media poco profunda; superficie con numerosas microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-31 B) en vista lateral, poco pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas dispersas principalmente en la porción ventral y 2/3 posteriores. Valva ocho (Figura II-31 C) en vista lateral, ligeramente rectilínea a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice agudo (Figura II-31 E). Valva nueve (Figura II-31 D) en vista lateral, levemente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama no llegando hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 22 dientes continuos, de forma subrectangular, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; ductos llegando hasta cada diente (Figura II-31 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-31 F). Gonoplaca (Figura II-31 B), porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-31 G) ovalado; con procesos espiniformes ventrales.

Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en su superficie media y algunas espinas más gruesas en su margen anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Formosa:** 1♀, 3/I/1898, S. Venturi col, N° 5653. **Salta:** 1♀, 24/I/1897, S. Venturi col, N° 5653. **Tucumán:** Horco Molle, 1♂, VII/1975, A. Roig col (**MACN**). **Jujuy:** Dique La Ciénaga, 21♀♀, 33♂♂, 30/I/1958, Torres & Ferreyra cols. **Tucumán:** Gonzalo, 1♀, 2♂, 1 sin abdomen, 22/IV/1984, Torres & Gentili cols. **Corrientes:** Empedrado, 102♀♀ 101♂♂ 8 sin abdomen, I/1982, Trujillo col. **Salta:** Bazán, 1♂, IV/1936. **Santiago del Estero:** Río Dulce, 27°37'58''S 64°37,1'1''W, 1♀, 21/I/2008, C.H. Dietrich col, AR 32-1 (**MLP**). **Jujuy:** La Ciénaga, 24°25'5''S 65°17'27''W, 18/I/2008, 2♀♀ 1♂, C.H. Dietrich col, AR 23-1 (**INHS**). **Tucumán:** El Manantial, 5♀♀ 8♂♂, XII/2011, red entomológica sobre maleza asociada al cultivo de maíz, Virla col. **Mendoza:** La Consulta, 2♀♀, 5/VII/08, trampa de agua en cultivo de ajo, Catalano col. **Corrientes:** Dep. Concepción, Santa Rosa, 6♀♀ 6♂♂, 9/IV/2009, sobre gladiolo, Tafarell col. **Entre Ríos:** Concordia, 1♀, VI/2010, red entomológica sobre maleza asociada al cultivo de naranja criolla, Dellapé col; 1♀ 1♂, III/2010, Castresana col.

Biología. En zonas aledañas a cursos de agua, con predominio de gramíneas, *D. missionum* desarrolla en ocasiones altas densidades poblacionales.

Plantas huéspedes. *Allium sativum* L., *Conyza* sp., *Phaseolus vulgaris* L., *Trifolium* sp., *Oxalis* sp., *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Oryza sativa* L., *Sorghum halepense* L., *Zea mays* L., *Citrus sinensis* L. Osb., *Solanum tuberosum* L. (Remes Lenicov & Tesón 1985, Muruaga de L'Argentier & Agostini de Manero 1995, Remes Lenicov et al. 1999, Catalano 2011, Paradell et al. 2012). Nuevo registro: *Gladiolus* sp. "gladiolo" y *Cucumis melo* L. "melón piel de sapo".

Enemigos naturales. *Anagrus breviphragma* Soyka, *Gonatocerus virilai* Triapitsyn, Logarzo & de León (Hymenoptera: Mymaridae) (Luft Albarracin et al. 2009). En Tucumán, se registraron una especie del género *Zagella* Girault y una del género *Paracentrobia* Howard (Trichogrammatidae) atacando a *D. missionum* (Paradell et al. 2012).

Importancia fitosanitaria. Esta especie ha sido vinculada a algunas de las enfermedades de los cereales, si bien aún no ha sido confirmada su capacidad transmisora (Nielson 1968, Remes Lenicov & Tesón 1985). En los análisis de

detección realizados en cultivos cítricos de la provincia de Entre Ríos, la especie *D. missionum* fue positiva para *Xylella fastidiosa* (ver Capítulo IV).

Distribución. Uruguay (Dellapé *et al.* 2011), Peru, Brasil, Paraguay y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-19): Jujuy: Yuto, Gral. San Martín, Dique La Ciénaga; Salta: Bazán, Pocitos, Urundel; Tucumán: El Manantial, Gonzalo, Horco Molle, Monteros, La Higuera, Trancas; Mendoza: La Consulta; Catamarca: Arroyo de Infanzón; Córdoba: Dique Los Molinos; Formosa: Estero La Florence, Clorinda; Misiones: Montecarlo; Corrientes: Empedrado (Remes Lenicov & Tesón 1985, Luft Albarracin *et al.* 2008, Catalano 2011, Paradell *et al.* 2012). Primera cita para las provincias de Entre Ríos: Departamento Concordia, y Santiago del Estero: Río Dulce. Además, se amplía su distribución para Santa Rosa, Dep. Concepción en Corrientes.

Género *Diestostemma* Amyot & Serville

Diestostemma Amyot & Serville 1843 (Especie tipo: *Cicada albipenne* Fabricius 1803)

Leucopepla Kirkaldy 1907 (Especie tipo: *Tettigonia bituberculata* Signoret 1855)

Heterostemma Melichar 1924 (Especie tipo: *Tettigonia nervosum* Signoret 1855)

Chiapasa Schmidt 1928 (Especie tipo: *Tettigonia rugicollis* Signoret 1855)

Pibrochoides Haupt 1929 (Especie tipo: *Tettigonia rugicollis* Signoret 1855)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 13-22mm.

Cabeza. Margen anterior subtriangular en vista dorsal, generalmente con una pequeña tuberosidad media apical; longitud media de la corona mayor que el ancho interocular, y ocasionalmente mayor que el ancho transocular; ocelos localizados sobre la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal, con o sin fovea longitudinal, carenados o no dorsalmente, margen anterior en declive; clípeo convexo, deprimido o aplanado medialmente, con pubescencia en la porción inferior; sutura transclipeal poco definida; clipelo ligeramente protuberante, su contorno forma un leve ángulo con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto mayor que el ancho transocular, con márgenes laterales convergentes anteriormente; disco punteado, ocasionalmente rugoso, cuya porción posterior puede desarrollar dorsalmente dos protuberancias laterales; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa, rectilínea o ligeramente arqueada; proepímero con un proceso digitiforme corto dirigido posteriormente en la mitad de su margen posterior; meron no expuesto; metaepímero oculto; porción posterior del escutelo estriada transversalmente o no. Alas anteriores blanquecinas opacas, sin membrana; venas supernumerarias formando plexos en la porción apical, y ocasionalmente en el clavus y región basal del ala; venas anales paralelas; más de cuatro celdas apicales, su longitud relativa es variable; tres celdas antepicales; en las hembras, las alas anteriores en reposo ocultan al ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior variable intraespecíficamente (2:0:0, 2:1:0, 2:1:1, 2:1:1:1); longitud del primer tarsómero menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* con numerosas microsetas dispersas, sin procesos; placas subgenitales separadas, anchas y truncadas, con numerosas microsetas dispersas, pueden extenderse casi o hasta el ápice del *pygofer*; conjuntiva

IX-X membranosa; conectorio en forma de “Y”, con los brazos cortos y levemente divergentes; estilos variables en longitud respecto al ápice del conectorio, con lóbulo preapical, ápice redondeado o variable, con algunas setas laterales anteapicales; *aedeagus* simétrico, usualmente curvado, con o sin procesos en el tallo; paráfisis usualmente presentes y pares, o con procesos que se originan de la base del tallo aedeagal.

Distribución. Neotropical.

El género *Diestostemma* cuenta con 33 especies descritas de las cuales dos, están presentes en Argentina.

***Diestostemma bituberculatum* (Signoret)**

Tettigonia bituberculata Signoret 1855

Diagnosis. Cabeza cónica, obtusa; pronoto rugoso, con dos tuberosidades prominentes en los ángulos posteriores, margen posterior emarginado, escutelo rugoso; alas anteriores blancas, con un punto humeral y una línea oscura corta, *aedeagus* con un proceso basiventral bifurcado y curvado apicalmente.

Nota. No se estudió material de la especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Signoret (1855) y a los caracteres de la genitalia masculina según Young (1968).

Distribución. Guyana, Guyana Francesa, Brasil (Young 1968), Uruguay y **Argentina** (Metcalf 1965).

Comentario. Metcalf (1965) cita a esta especie para Argentina, sin proporcionar otros datos sobre la provincia o localidad donde fue colectada.

***Diestostemma ptolyca* Distant**

Diestostemma ptolyca Distant 1908

Diestostemma pistor Schmidt 1910

Diestostemma limatum Melichar 1924

Diagnosis. (Figura II-12 F) Coloración de la cabeza, pronoto y escutelo ocre; pronoto punteado, sin tuberosidades; alas anteriores blanquecinas, con una línea sinuosa oscura localizada entre el surco claval y la vena radial, en la parte proximal del

ala; *aedeagus* con un par de procesos basales cortos y angulosos; paráfisis pares y largas en la base del *aedeagus*.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Iguazú, 1♀ 3♂♂, X/1927; Iguazú, 1♂, X/1977, Pepe col (**MACN**); Ruta 211 km 36, 26°55'55''S 54°43'4''W, 1♀, 5/I/2008, trampa de luz, C.H. Dietrich col, AR 5-2 (**MLP**); Ruta 211 km 36, 26°55'55''S 54°43'4''W, 1♂, 5/I/2008, trampa de luz, C.H. Dietrich col, AR 5-2 (**INHS**).

Biología. El cuerpo de los especímenes está recubierto por una densa capa blanquecina de brocosomas tegumentarios (Azevedo-Filho & Carvalho 2006).

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Brasil, Paraguay (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-18 C): Misiones: Iguazú (Paradell *et al.* 2012).

Género *Egidemia* China

Oncometopia (*Dichometopia*) Melichar 1925 (Especie tipo: *Tettigonia anceps* Fowler 1899 Preoc.: *Dichometopia* Schiner 1868)

Egidemia China 1927 (Especie tipo: *Tettigonia anceps* Fowler 1899)

Neometopia Schröder 1959 (Especie tipo: *Oncometopia fowleri* Distant 1908)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 10,5-15,6mm.

Cabeza. Margen anterior ampliamente redondeado o truncado en vista dorsal; longitud media de la corona menor que el ancho interocular; disco de la corona con o sin una elevación en forma de "M" bordeando el margen posterior, sin pubescencia; ocelos localizados sobre la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal, cada uno con una depresión longitudinal carenada dorsalmente, margen anterior en declive, ocasionalmente con un concavidad poco profunda; clípeo convexo, con la superficie dorsomedial granular y pubescencia fina en la porción inferior; sutura transclipeal casi siempre incompleta; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos; disco rugoso o punteado y rugoso, sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa, ligeramente arqueada hacia abajo en la mitad anterior y oblicua posteriormente; proepímero tan ancho como alto; meron expuesto, metaepímero expuesto, con una proyección en forma de repisa o estante; escutelo con estriaciones transversales en la porción posterior. Alas anteriores traslúcidas o hialinas, ocasionalmente con un área esclerosada a lo largo del margen costal, en la región de las celdas anteapicales; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales fusionadas en una parte considerable de su longitud media, separadas sólo basal y apicalmente; en las hembras, las alas en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior usualmente 2:1:1:1, ocasionalmente 2:1:1 ó 2:2:1; longitud del primer tarsómero igual o menor que la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* variable en vista lateral, desde moderadamente a muy desarrollado, con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas intercaladas, con o sin procesos, los cuales pueden ser posterodorsales, ventrales o posteroventrales; placas subgenitales triangulares, separadas a lo largo de su longitud, no sobrepasando el ápice del *pygofer*, con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo de forma variable, usualmente con una quilla media; estilos extendiéndose posteriormente respecto al ápice del conectivo, sin lóbulo preapical, con ápice redondeado o agudo; *aedeagus* simétrico, con o sin procesos; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con una escisión media en el margen posterior.

Distribución. Neotropical.

El género *Egidemia* posee nueve especies descritas de las cuales una, está presente en Argentina.

***Egidemia speculifera* (Walker)**

Proconia speculifera Walker 1851

Tettigonia tredecimpunctata Signoret 1855

Dichometopia similis Schmidt 1928

Diagnosis. (Figura II-12 G) Coloración general castaña, con máculas amarillas sobre la corona, pronoto y escutelo; en vista lateral, porción lateral del clípeo, genas y pleuras torácicas y abdominales amarillo pálido; alas anteriores subhialinas con una mancha rojiza difusa sobre el margen costal a la altura de las celdas anteapicales; *pygofer* del macho con procesos no ramificados; *aedeagus* en vista lateral, estrechándose en la mitad apical de su longitud, sin procesos.

Nota. En el trabajo de Young (1968), hay un error en el número de las figuras de *Egidemia*. Las figuras del *aedeagus* de *E. speculifera* y *E. proxima* (Melichar) tienen intercambiados sus números: la figura 168f corresponde a *E. proxima*, en lugar de *E. speculifera* tal como aparece en la leyenda; mientras que la figura 169f corresponde a *E. speculifera*, en lugar de *E. proxima* como dice la leyenda. Este error también fue advertido por Mejdalani & García (2011).

Genitalia femenina. Eternito VII (Figura II-32 A) con márgenes laterales paralelos; márgenes lateroposteriores fuertemente convergentes posteriormente; margen posterior con una emarginación poco profunda con bordes redondeados; superficie con numerosas microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-32 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior ligeramente redondeado; superficie con microsetas dispersas y algunas macrosetas en los 2/3 posteriores del disco. Valva ocho (Figura II-32 C) en vista lateral, rectilínea, ensanchándose ligeramente antes de estrecharse en el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice y AEV limitada a la porción apical, ambas formadas por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-32 E). Valva nueve (Figura II-32 D) en vista lateral, rectilínea o ligeramente convexa a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 30 dientes no continuos, de forma triangular, cuyo tamaño va decreciendo hacia el ápice, con dentículos sobre su margen posterior; los ductos llegan hasta cada diente (Figura II-32 H); ápice obtuso, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-32 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y ligeramente arqueada, y posterior ensanchada; ápice redondeado. Gonocoxito ocho (Figura II-32 G) ovoide; procesos espiniformes en la porción anterior y finas setas en el margen posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes en la región media y en el margen ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Dep. Guaraní, El Soberbio, 3♀♀ 1♂, X/1947, M.J.Viana col (**MACN**); San Pedro, 1♀, 16/XI/1973, Escobar & Claps cols; Dos de Mayo, 1♀, 18/XI/1973, Escobar & Claps cols (**IMLA**).

Biología. Las hembras cubren sus posturas con brocosomas.

Distribución. Brasil, Paraguay y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-18 D): Misiones: Puerto Bemberg, San Pedro, Dos de Mayo, Guaraní El Soberbio (Paradell *et al.* 2012).

Género *Homalodisca* Stål

Homalodisca Stål 1869 (Especie tipo: *Cicada triangularis* Fabricius 1803)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 9,4-15mm.

Cabeza. Cabeza muy desarrollada; la longitud media de la corona casi siempre igual o menor que el ancho interocular; margen anterior redondeado, usualmente con un leve ángulo de transición entre la corona y el clípeo; disco de la corona aplanado, con o sin pubescencia; el disco puede tener una elevación en forma de “M” bordeando el margen posterior, con un orificio (*pit*) encerrado por el ángulo anterior de la “M” a cada lado; ocelos localizados sobre o ligeramente por delante de la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales levemente protuberantes en vista dorsal, cada uno con una depresión longitudinal poco profunda y carenada dorsalmente, margen anterior oblicuo; clípeo ligeramente aplanado medialmente, ocasionalmente deprimido o convexo, con la superficie dorsomedial glabra o pubescente; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales divergentes anteriormente; disco rugoso y punteado, con o sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural oblicua e incompleta, la cual no llega al margen posterior del ojo; proepímero sin área inferior deprimida, más alto que ancho; meron expuesto, metaepímero expuesto, con una proyección en forma de repisa o estante. Alas anteriores variables, desde completamente opacas con o sin membrana, hasta casi completamente hialinas; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales fusionadas en un tramo de su longitud media. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica o aplanada y dilatada apicalmente; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0, 2:1:0 ó 2:1:1; longitud del primer tarsómero usualmente menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Abdomen generalmente sin modificaciones ó constreñido basalmente.

Genitalia masculina. *Pygofer* con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente unas pocas macrosetas intercaladas sobre el disco; usualmente con un proceso espiniforme que se origina del margen ventral; placas subgenitales

separadas, triangulares, con numerosas microsetas dispersas, de longitud variable comparada con el *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de “T” o “Y”, con sus brazos ampliamente divergentes; estilos extendiéndose hasta el ápice del conectivo o no, con o sin lóbulo preapical; *aedeagus* simétrico con procesos variables interespecíficamente; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con el margen posterior variable interespecíficamente, desde transverso y casi rectilíneo hasta emarginado.

Distribución. Neártica y Neotropical.

El género *Homalodisca* cuenta con 18 especies descritas de las cuales una está presente en Argentina.

***Homalodisca ignorata* Melichar**

Homalodisca ignorata Melichar 1924

Diagnosis. (Figura II-12 H) Coloración de la corona, pronoto y escutelo castaña clara; corona con una mancha triangular oscura sobre el disco; clípeo con una gran mácula ventral negra; venas anales fusionadas por una distancia considerable; *pygofer* con procesos que no llegan al ápice; tallo del *aedeagus* robusto, con gonoporo notablemente visible y con un par de procesos ventrales.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-33 A) con márgenes laterales ligeramente paralelos; márgenes lateroposteriores rectos; margen posterior con una emarginación poco profunda y alargada; superficie con numerosas microsetas dispersas, coloración castaña, con el margen posterior oscuro, del cual se extiende anteriormente una línea longitudinal oscura hasta la mitad del esternito. *Pygofer* (Figura II-33 B) en vista lateral, pronunciado posteriormente; margen posterior ligeramente recto con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas dispersas. Valva ocho (Figura II-33 C) en vista lateral, rectilínea; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice y AEV limitada a la porción apical, ambas formadas por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; ápice agudo, levemente curvado hacia abajo, con denticulos en su margen ventral y dorsal (Figura II-33 E). Valva nueve (Figura II-33 D) en vista lateral, rectilínea; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 34 dientes no continuos, de forma triangular, con denticulos sobre todo su margen; no se observan ductos; poros cercanos a la base de cada diente (Figura II-33 H); ápice redondeado,

con fuertes dentículos sobre su margen ventral; prominencia preapical conspicua (Figura II-33 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado. Gonocoxito ocho (Figura II-33 G) subcuadrado; procesos espiniformes en la porción ventral y finas setas en el margen posterior. Gonocoxito nueve (Figura II-33 D) con procesos espiniformes en la región media y en el margen ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **BRASIL**. Sao Paulo: Bebedouro, 1♀ 3♂♂, 14/V/1998, Roberto S. col (**INHS**). **ARGENTINA**. Misiones: Eldorado, 4♀♀ 1♂, 31/X/2008, Logarzo & Palottini cols (**MLP**); Parque Nacional Iguazú, 1♀, 11/XII/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols.

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto filiforme, reticulado, con orificios conspicuos, y extremos lisos y suavemente dilatados (Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008) (Figura II-13 E,F).

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006), *Vitis vinífera* L. (Azevedo-Filho *et al.* 2008).

Importancia fitosanitaria. En Brasil, *H. ignorata* es vector de *Xylella fastidiosa* en cultivos cítricos y cafetales (Yamamoto *et al.* 2000, Marucci *et al.* 2002).

Distribución. Paraguay (Young 1968), Brasil (Marucci *et al.* 2002, Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006) y **Argentina** (Figura II-18 E): Misiones: Eldorado (Dellapé & Paradell 2011). Primera cita para el Parque Nacional Iguazú en Misiones.

Género *Molomea* China

Oncometopia (*Centrometopia*) Melichar 1925 (Especie tipo: *Tettigonia personata* Signoret 1854 Preoc.)

Molomea China 1927 (Especie tipo: *Tettigonia personata* Signoret 1854)

Centrometopides Strand 1928 (Especie tipo: *Tettigonia personata* Signoret 1854)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 11-16,3mm.

Cabeza. Margen anterior redondeado; la longitud media de la corona varía desde 2/5 a 3/4 del ancho interocular; disco de la corona no pubescente, con una depresión transversal poco profunda; ocelos localizados sobre la línea que pasa por los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal, y en vista lateral con una depresión longitudinal dorsal, que puede ser carenada o no, y el margen anterior abruptamente en declive; clipeo fuertemente convexo; sutura transclipeal oscura; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clipeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos; disco usualmente rugoso y sin pubescencia, con un par de depresiones amplias y poco profundas en sus márgenes laterales cerca de la línea media; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa, la cual está arqueada ligeramente hacia abajo; proepímero más ancho que alto; meron expuesto, metaepímero no expuesto; la porción posterior del escutelo puede tener estriaciones transversales. Alas anteriores con membrana en la zona apical, el resto fuertemente coriáceo y punteado; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta ligeramente más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0, 2:1:0, 2:1:1 ó 2:1:1:1; longitud del primer tarsómero igual o menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* en vista lateral fuertemente desarrollado y usualmente redondeado apicalmente, con numerosas microsetas dispersas y algunas macrosetas intercaladas, sin procesos; placas subgenitales muy cortas, fusionadas basalmente, con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas intercaladas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de "Y" o "T" o en forma de barra transversal, usualmente con una carena media; estilos de longitud variable respecto al ápice del conectivo, con lóbulo preapical distintivo; *aedeagus* variable inter e intraespecíficamente; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con una proyección media en su margen posterior.

Distribución. Neotropical.

El género *Molomea* cuenta con 23 especies descritas de las cuales seis, están presentes en Argentina.

Molomea cincta (Signoret)

Tettigonia cincta Signoret 1854

Oncometopia signoreti Melichar 1925

Diagnosis. (Figura II-12 I₁) Región posterior del pronoto, con una banda transversal ancha de coloración amarillenta; las placas subgenitales alcanzan un tercio de la longitud del *pygofer*; *aedeagus* sin procesos apicales.

Material estudiado. **BRASIL.** Mato Grosso, 1♀; 1♂ sin datos (**MACN**). **ARGENTINA. Formosa:** 1♂, 20/XI/1950, Willink & Monrós cols (**IMLA**).

Plantas huéspedes. *Cocos nucifera*, *Copernicia prunifera*, *Citrus* sp (Zanol & Menezes 1982, Gravena *et al.* 1998).

Importancia fitosanitaria. Considerado vector potencial de *Xylella fastidiosa* en Brasil (Fundecitrus 1999).

Distribución. Brasil (Young 1968), Bolivia, Paraguay (Takiya 2008) y **Argentina** (Figura II-20) (Gravena *et al.* 1998): Formosa (Paradell *et al.* 2012).

Molomea confluens (Melichar)

Oncometopia confluens Melichar 1925

Diagnosis. (Figura II-12 I₂) La longitud media de la corona es aproximadamente 3/4 del ancho interocular; corona negra, con manchas color marfil o amarillentas; parte inferior del clípeo y clipelo negros; las placas subgenitales alcanzan un tercio de la longitud del *pygofer*; tallo del *aedeagus* corto, con su margen anterodorsal cóncavo en vista lateral, del cual se proyecta posteriormente un par de procesos basales alargados, que se curvan hacia arriba en la mitad de su longitud.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-34 A) con márgenes laterales casi paralelos; márgenes lateroposteriores estrechos; margen posterior ligeramente emarginado con una proyección subcuadrada pequeña media; superficie con microsetas dispersas; coloración oscura con dos manchas irregulares laterales claras. *Pygofer* (Figura II-34 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior ligeramente recto con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas dispersas y algunas macrosetas en la porción posteroventral del disco. Valva ocho (Figura II-34 C) en vista lateral, rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice y AEV limitada a la porción apical, ambas formadas por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-34 E). Valva nueve (Figura II-34 D) en vista lateral, usualmente rectilínea o ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 35 dientes continuos, de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen posterior; los ductos llegan hasta cada diente (Figura II-34 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-34 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y levemente arqueada, y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-34 G) subrectangular; con procesos espiniformes en el margen ventral y posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en el tercio ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Dep. Concepción, Santa María, 2♀♀ 5♂♂, X/1946, Vianna col (**MACN**).

Distribución. Brasil (Young 1968). Primera cita para **Argentina** (Figura II-20): Misiones: Santa María, Dep. Concepción.

Molomea consolidata Schröder

Molomea consolidata Schröder 1959

Diagnosis. (Figura II-12 I₃) Coloración dorsal oscura, clípeo rosado y la región pleural del tórax y abdomen amarillenta; en los machos el *pygofer* es alargado en vista lateral; las placas subgenitales alcanzan un tercio de la longitud del *pygofer*; *aedeagus*

con procesos en el ápice del tallo, y un par de procesos atriales tan largos como el tallo aedeagal.

Genitalia femenina. Eternito VII (Figura II-35 A) con márgenes laterales paralelos; márgenes lateroposteriores ligeramente rectos; margen posterior con una proyección media aguda y un par de leves lobulaciones laterales; superficie con microsetas dispersas; coloración oscura en la base, que se va estrechando hasta llegar a la proyección media posterior, el resto de coloración clara. *Pygofer* (Figura II-35 B) en vista lateral, poco pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas dispersas y algunas macrosetas en la porción posteroventral del disco. Valva ocho (Figura II-35 C) en vista lateral, rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice y AEV limitada a la porción apical, ambas formadas por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-35 E). Valva nueve (Figura II-35 D) en vista lateral, rectilínea o ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 32 dientes no continuos, de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; los ductos llegan hasta cada diente (Figura II-35 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-35 F). Gonoplaca (Figura II-35 B) porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-35 G) subrectangular; con procesos espiniformes en la porción ventral y finas setas en el margen posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en la región anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Oberá, 1♀, XII/1946; Posadas, 1♀; Dep. Concepción, Santa Maria, 11♀♀ 8♂♂, X/1946, M.J.Viana col. **Corrientes:** Santo Tomé, 2♀♀, X/1925, G. Pellerano col. **Buenos Aires:** 1♂, sin datos. **Jujuy:** 5♀♀ 2♂♂ 2 sin abdomen. **Salta:** Orán Río Cara Parú, 1♀, III/1949, Kormilev col; 1♂ (**MACN**). **Misiones:** Garuhapé, 1♀, I/1962 (**MLP**). **Salta:** Orán, Abra Grande, 1♀, 10/I-1/III/1967, Golbach col; Aguaray, 1♀, 19/II/1950, Golbach col; Embarcación, 1♀ 1♂, 6/II/1950, Golbach col; Tartagal, 1♂, 11/II/1950, Golbach col. **Jujuy:** Aguas Calientes, 4♀♀, 1/IV/2004, Logarzo col; Laguna de Yala, 1♂, 13/II/1951, Willink & Monrós cols. **Misiones:** Pto Bember, 1♂, 12-29/I/1945, Hayward, Willink, Golbach cols; Iguazú, 1♂, 30/I-13/III/1945, Hayward, Willink, Golbach cols (**IMLA**). **Misiones:** Puerto Iguazú,

25°37'19''S 54°32'52''W, 7/II/2008, 1♀, C.H. Dietrich col, (AR 7-2) (**INHS**); Eldorado, 1♀, 21/XII/2001, Logarzo col; Loreto, 2♀♀, III/2005, Logarzo col.

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto filiforme, reticulado, con áreas deprimidas localizadas irregularmente (Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008) (Figura II-13 G,H).

Plantas huéspedes. *Conyza* sp., *Mikania* sp., *Tecoma stans* (L.) Juss. ex Kunth, *Zea mays* L., *Citrus sinensis* L. Obs, *Vitis vinífera* L. (Remes Lenicov 1999, Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006, Azevedo-Filho *et al.* 2008, Paradell *et al.* 2012).

Enemigos naturales. *Gonatocerus virilai* (Hymenoptera: Mymaridae) (Luft Albarracin *et al.* 2009). Los huevos son parasitoidizados por dos especies no identificadas de *Gonatocerus*, una de *Oligosita* Walker, una de *Zagella*, y una de *Paracentrobia* (Trichogrammatidae) (Paradell *et al.* 2012).

Distribución. Ecuador, Perú, Bolivia (Dellapé *et al.* 2011), Brasil (Young 1968), Paraguay (Takiya 2008) y **Argentina** (Figura II-20): Misiones: Montecarlo (Remes Lenicov 1999), Iguazú, Loreto, Garuhapé, Eldorado, Puerto Bemberg, Oro Verde, San Javier, Panambi, Dos de Mayo, Oberá, Posadas, Concepción, Santa María; Corrientes: Santo Tomé; Salta: Tartagal, Aguaray, Embarcación, Orán; Jujuy: Yuto, Aguas Calientes, Laguna de Yala; Tucumán; Catamarca: San Antonio; Buenos Aires (Paradell *et al.* 2012).

***Molomea lineiceps* Young**

Molomea lineiceps Young 1968

Diagnosis. (Figura II-12 I₄) Coloración de la corona y tercio anterior del pronoto amarillo pálido con manchas reticulares oscuras, el resto del pronoto y alas anteriores de color oscuro moteado de amarillo, escutelo amarillo variablemente marcado con negro; clípeo rosado con una banda transversal negra bordeando la sutura transclipeal y ocasionalmente el ápice del clipelo negro; pleuras amarillas; longitud media de la corona igual o ligeramente menor que el ancho interocular; pronoto ligeramente rugoso sobre la mitad del disco y con escasa pubescencia; fórmula setal del fémur posterior 2:1:0; placas subgenitales muy cortas, no llegando a la mitad del *pygofer*; estilos muy cortos, los cuales no se extienden más allá del ápice del conectivo; *aedeagus* con tallo alargado, con un par de procesos basales delgados y un proceso impar, delgado y estrecho que surge de la porción media ventral de la base del tallo.

Genitalia femenina. Eternito VII (Figura II-36 A) con márgenes laterales paralelos; márgenes lateroposteriores redondeados; margen posterior ligeramente convexo con una pequeña proyección media roma; superficie con microsetas dispersas; coloración general clara y la proyección media oscura. *Pygofer* (Figura II-36 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas dispersas y algunas macrosetas en la porción posteroventral del disco. Valva ocho (Figura II-36 C) en vista lateral, levemente rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras escamiformes irregulares; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-36 E). Valva nueve (Figura II-36 D) en vista lateral, rectilínea o ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 34 dientes no continuos, de forma triangular con el ápice romo, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; los ductos llegan hasta cada diente (Figura II-36 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-36 F). Gonoplaca (Figura II-36 B), porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-36 G) subrectangular; con procesos espiniformes en la porción ventral y finas setas en el margen posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en la región anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. La Rioja:** 1♂, sin datos. **Corrientes:** Monte Caseros, 1♂; Santo Tomé, 1♀, XI/1926, G. Pellerano col. 1♂, sin datos. **Santa Fé:** Rosario, 2♀♀ 2♂♂, A. Stevenin col. **Buenos Aires:** Isla Martín García, 11♀♀ 1♂ 1 sin abdomen, IV/1937, M.J.Viana col; Martín García, 2♀♀ 3♂♂, IV/1936, Siciliano col; Tigre, 1♀, A. Stevenin col; Tigre, 1♂, 9/I/1905, J.Brethes col (**MACN**). **Salta:** Orán, Abra Grande, 1♀, 1/III/1967, Golbach col. **Tucumán:** El Bachi, 1♀, 24/III/1966, Weyrauch col; Las Talitas, 1♀, 24/V/2006, Virla col; Caimancito, 1♀, 29/VII/1977, Stange col. **Corrientes:** Virasoro, Las Marias, 1♀, IV/1939, Porter, Stange, DeMarest cols (IMLA). **Tucumán:** Horco Molle, 1♀, I/2008. **Misiones:** ruta 211 km 36, 26°55'55''S 54°43'4''W, 1♀, 5/I/2008, C.H. Dietrich col, AR 5-2 (**MLP**). **Entre Ríos:** Concordia, 1♂, I/2010, 1♀ 2♂♂, IX/2011, trampa adhesiva amarilla en cultivo de naranja Valencia, Dellapé col; 1♀, XII/2009, 2♂♂, I/2010, 1♂, VI/2010, trampa adhesiva amarilla en cultivo de naranja Criolla, Dellapé col; 1♀, VI/2010, 6♀♀ 2♂♂,

IX/2011, 3♀, VI/2010, trampa adhesiva amarilla en cultivo de mandarina Nova, Dellapé col. **Buenos Aires**: Parque Pereyra Iraola, 1♀, Toledo col.

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto fusiforme y reticulado (Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008) (Figura II-13 I,J).

Plantas huéspedes. *Bignonia* sp., *Citrus sinensis* L. Obs, *Vitis vinífera* L. (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006, Beltrán *et al.* 2004, Azevedo-Filho *et al.* 2008, Paradell *et al.* 2012).

Enemigos naturales. *Gonatocerus annulicornis* (Ogloblin) (Hymenoptera: Mymaridae) (Paradell *et al.* 2012). Primera cita de *Halictophagus* sp. (Strepsiptera: Halictophagidae) (ver Capítulo III).

Importancia fitosanitaria. En esta especie fue detectada la bacteria *Xylella fastidiosa*, agente causal de CVC (ver Capítulo IV).

Distribución. Brasil, Paraguay y **Argentina** (Figura II-20): Córdoba; Entre Ríos (Young 1968); Corrientes: Las Marías-Virasoro, Monte Caseros, Santo Tomé; Santa Fe: Rosario; Salta: Abra Grande; Jujuy: Caimancito; Tucumán: Las Talitas, El Bachi, Horco Molle; La Rioja; Buenos Aires: Isla Martín García, Tigre (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para la provincia de Misiones, para el Departamento de Concordia en Entre Ríos, y Parque Pereyra Iraola en Buenos Aires.

Molomea vermiculata (Signoret)

Tettigonia vermiculata Signoret 1855

Diagnosis. Coloración general castaña, cabeza castaña oscura, transversalmente estriada, alas anteriores moteadas grisáceas y pruinosas; región ventral del cuerpo oscura; tarsos oscuros.

Nota. No se ha estudiado material de esta especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Signoret (1855).

Consideraciones taxonómicas. Según Young (1968) "...las especies *M. vermiculata* (Signoret) y *M. consolidata* Schroder deberían ser sinonimizadas. Las muestras determinadas por Berg como *M. vermiculata* son conespecíficas con *M. consolidata* pero esto es dudoso dado que Berg había observado especímenes tipo de *M. vermiculata*...".

Distribución. Brasil y **Argentina** (Young 1968).

Molomea xanthocephala (Germar)

Tettigonia xanthocephala Germar 1821

Proconia terminalis Walker 1851

Tettigonia sellowii Berg 1884

Oncometopia cumulata Melichar 1925

Oncometopia vagata Melichar 1925

Diagnosis. *Aedeagus* en vista posteroventral, con dos procesos basales en forma de “paréntesis”, cada uno con procesos más pequeños variables.

Nota. No se ha estudiado material de esta especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Germar (1821).

Distribución. Brasil, (Young 1968), Uruguay y **Argentina** (Metcalf 1965).

Comentario. Metcalf (1965) cita a esta especie para Argentina, sin proporcionar datos sobre la provincia o localidad donde fue colectada.

Género *Ochrostacta* Stål

Ochrostacta Stål 1869 (Especie tipo: *Tettigonia diadema* Burmeister 1835, por designación subsecuente de Kirkaldy 1907)

Andamarca Melichar 1926 (Especie tipo: *Tettigonia physocephala* Signoret 1854, por designación original y monotipia, n.syn.)

Diagnosis.

Cuerpo deprimido dorsoventralmente; longitud entre 9-12,5mm.

Cabeza. Muy desarrollada; la longitud media de la corona ligeramente menor que el ancho interocular; corona inflada, la superficie varía entre las especies, desde glabra a fuertemente foveada y con proyecciones anterolaterales; ocelos anteriores a la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral puede extenderse hasta la corona o no, nunca llegando a los ocelos; puentes antenales sin fóvea, con carena dorsal, margen anterior abruptamente en declive; clípeo no pubescente, convexo o aplanado, con áreas de impresiones musculares distintivas o totalmente ausentes; sutura transclipeal evidente u oscura; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales ligeramente divergentes anteriormente; disco estriado transversalmente en los 2/3 posteriores, sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una fuerte carena dorsopleural, la cual puede ser rectilínea o levemente curvada hacia abajo; proepímero tan alto como ancho; meron no expuesto, metaepímero oculto; la porción posterior del escutelo con estriaciones transversales. Alas anteriores coriáceas, sin membrana; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas; en las hembras, las alas anteriores en reposo no cubren todo el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero mayor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* desde ampliamente a estrechamente redondeado en el ápice, con algunas macrosetas anteapicales o con numerosas microsetas sobre los 2/3 posteriores del disco, sin procesos; placas subgenitales triangulares, separadas a lo largo de su longitud, con numerosas microsetas dispersas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de "Y", con una quilla media; los estilos se extienden posteriormente hasta o más allá del ápice del conectivo, con lóbulo preapical, cuyo

ápice puede ser truncado o en forma de “L”; *aedeagus* simétrico, sin procesos; paráfisis presentes, con un par basal y un par apical de ramas.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con el margen posterior transverso, ocasionalmente emarginado levemente en la región media.

Consideraciones taxonómicas. Según Young (1968), las relaciones del género *Ochrostacta* con otros géneros de proconiinos son desconocidas. Takiya (2007) en sus estudios filogenéticos basados en caracteres morfológicos y moleculares, no relacionó a éste género con ningún otro género de Proconiini *sensu* Young (o Proconiini *sensu stricto* + Oncometopiini). Por lo tanto, excluyó a *Ochrostacta* de Proconiini (*sensu* Young) y lo transfirió a la tribu Cicadellini. Aunque las relaciones de *Ochrostacta* dentro de Cicadellini no son claras, se cree que está relacionado con el género *Exogonia* Melichar sobre la base de caracteres de la genitalia masculina (Takiya 2007).

Distribución. Neotropical.

El género *Ochrostacta* posee dos especies descriptas, ambas presentes en Argentina.

***Ochrostacta diadema* (Burmeister)**

Tettigonia diadema Burmeister 1835

Diagnosis. (Figura II-12 J₁) Corona groseramente foveada anteriormente, con un proceso apical lateral a cada lado; puentes antenales fuertemente protuberantes.

Material estudiado. **ARGENTINA. Formosa:** 2♀♀ 2♂♂ 1 sin abdomen, I/1898, S. Venturi col, 5653; **Chaco:** entre Vedia y Roca, Costa del Río Bermejo, 7♀♀ 1♂, 1935, J.B. Daguerre col (**MACN**). **Santa Fé:** Guadalupe, 5♀♀ 2♂♂ 1 sin abdomen, 27/XI/1939, Biraben & Bezzi cols, n°57 (**MLP**). **Formosa:** Mision Laishi, 2♀♀, 17/XI/1950, Willink & Monrós col. **Corrientes:** Sauce, 2♂♂, 13/XI/1949, Aczel col (**IMLA**).

Plantas huéspedes. *Eryngium* sp (Takiya 2008).

Distribución. Paraguay (Dellapé *et al.* 2011), Brasil (Young 1968), Uruguay y **Argentina** (Takiya 2008) (Figura II-21): Corrientes: Manantiales, Sauce; Formosa: Mision Laishi, Mojón de Fierro; Chaco; Santa Fé: Guadalupe (Paradell *et al.* 2012).

Ochrostacta physocephala (Signoret)

Tettigonia physocephala Signoret 1854

Diagnosis. (Figura II-12 J₂) Corona glabra anteriormente, sin procesos; puentes antenales no muy protuberantes.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** San Ignacio, 5♀♀ 3♂♂, XII/1941, Biraben & Bezzi cols, n°60; Pindapoy, 1♀, 14/XII/1941, Biraben & Bezzi col, n°60. **Corrientes:** Santo Tomé, 1 sin abdomen, 12/XI/1957, Biraben col, n°60 (**MLP**).

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Paraguay, Brasil y **Argentina** (Young 1968, Takiya 2008) (Figura II-21): Misiones: San Ignacio, Pindapoy; Corrientes: Santo Tomé (Paradell *et al.* 2012).

Género *Oncometopia* Stål

Oncometopia Stål 1869 (Especie tipo: *Cicada undata* Fabricius 1794)

Parametopia Melichar 1925 (Especie tipo: *Cicada orbona* Fabricius 1798 Preoc.: *Parametopia* Reitter 1884)

Lebora China 1927 (Especie tipo: *Cicada orbona* Fabricius 1798)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 9,4-15mm.

Cabeza. Margen anterior redondeado; la longitud media de la corona casi siempre menor que el ancho interocular; disco de la corona usualmente con escasa pubescencia; ocelos adyacentes al ángulo anterior de cada ojo; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal, cada uno con una fóvea longitudinal carenada dorsalmente, margen anterior oblicuo; clipeo fuertemente convexo, con la superficie dorsomedial granular; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clipeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos o ligeramente divergentes anteriormente; disco punteado y usualmente rugoso, con o sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa y arqueada hacia abajo; proepímero con área inferior no deprimida, más ancho que alto; meron expuesto, metaepímero expuesto, con una proyección en forma de repisa o estante; la porción posterior del escutelo casi siempre sin estriaciones transversales. Alas anteriores coriáceas, con membrana apical; superficie punteada; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta ligeramente más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas, aproximadas o fusionadas cerca de su longitud media. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica o ligeramente dilatada apicalmente; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0, 2:1:1, 2:1:1:1 ó 3:1:1; longitud del primer tarsómero variable, menor, igual o mayor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* en vista lateral usualmente corto y ancho, con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas intercaladas, generalmente con procesos rudimentarios que surgen del margen ventral; placas subgenitales triangulares, separadas a lo largo de su longitud o fusionadas sólo en su base, no sobrepasando el ápice del *pygofer*, con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo ancho que separa ampliamente a los estilos, en forma de "Y", "T" o "U", con carena media;

estilos de longitud variable respecto al ápice del conectivo, con o sin lóbulo preapical, cuyo ápice puede ser desde redondeado, hasta anguloso o truncado; *aedeagus* bastante variable interespecíficamente y muchas veces, intraespecíficamente, frecuentemente con procesos los cuales pueden ser o no simétricos; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII en la mayoría de las especies, con una concavidad en el margen posterior y ésta concavidad lleva una suave convexidad media, sin embargo, el margen posterior puede ser rectilíneo o ligeramente desarrollado o truncado.

Distribución. Neártica y Neotropical.

El género *Oncometopia* cuenta con 59 especies descriptas de las cuales seis, están presentes en Argentina.

***Oncometopia expansa* Melichar**

Oncometopia expansa Melichar 1925

Diagnosis. Coloración de la corona, pronoto y escutelo castaña; alas anteriores grisáceas oscuras, con la región proximal coriácea y el ápice hialino; venas anales separadas, acercándose levemente en su longitud media; *pygofer* redondeado posteriormente; placas subgenitales estrechas y triangulares; *aedeagus* con procesos ventrales: un proceso impar grueso con el tercio apical bifurcado, de cuya base se origina otro proceso impar largo y puntiagudo, y un par de procesos más cortos y divergentes.

Nota. Según Melichar (1925), en vista frontal, esta especie posee una quilla longitudinal fina y lisa, la cual en vista superior, aparece como una pequeña protuberancia en el ápice de la cabeza. Este carácter no se ha observado en el material estudiado. Los ejemplares depositados en las colecciones durante mucho tiempo, pierden su coloración tornándose oscuros. Posiblemente, éste carácter descrito por Melichar, sea de coloración, debido a que en *O. tucumana* se observa una mancha frontal similar a la estructura que describe el autor.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** 4♂♂ 1♀, III/1897, Venturi col; Posadas, 1♂ (**MACN**); Eldorado, 2♂♂, XI/2008, Logarzo & Palottini cols (**MLP**); Puerto Rico, 1♂, 22/II/2012, 26°49,463'S 55°01,882'W, colecta manual, Dellapé col.

Distribución. México, Colombia, Perú, Bolivia (Melichar 1925, Emmrich 1975, 1984) y **Argentina** (Figura II-22): Misiones: Posadas, Eldorado (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para la localidad de Puerto Rico en Misiones.

Oncometopia facialis (Signoret)

Tettigonia facialis Signoret 1854

Diagnosis. (Figura II-12 K₁) Corona, pronoto y escutelo violáceos; disco de la corona con una mancha oscura triangular que se extiende hacia atrás de los ocelos; escutelo con una gran mancha oscura que ocupa casi toda la superficie con excepción de los bordes; clípeo violáceo con la porción basal media oscura; alas anteriores coriáceas y oscuras hasta las celdas apicales, con venas amarillentas, el ápice membranoso; venas anales separadas, acercándose levemente en su longitud media; placas subgenitales triangulares y cortas; *aedeagus* con procesos ventrales: un par de procesos basales puntiagudos que se extienden lateralmente, un proceso impar medio alargado y curvado, y un par de procesos apicales divergentes unidos en su base.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-37 A) con márgenes laterales ligeramente paralelos; márgenes lateroposteriores redondeados; margen posterior con una emarginación media poco profunda y alargada, cuyos márgenes laterales poseen una proyección pequeña subtriangular y carenada en su lado externo; superficie con numerosas microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-37 B) en vista lateral, pronunciado posteriormente; margen posterior oblicuo con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas dispersas, y algunas macrosetas concentradas en la región posterior. Valva ocho (Figura II-37 C) en vista lateral, rectilínea, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras escamiformes irregulares; ápice agudo, con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-37 E). Valva nueve (Figura II-37 D) en vista lateral, rectilínea; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 38 dientes no continuos, triangulares con el ápice romo, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; los ductos llegan hasta cada diente (Figura II-37 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco conspicua (Figura II-37 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado, con algunas setas apicales. Gonocoxito ocho (Figura II-37 G) suboval; procesos espiniformes en la

porción ventral y algunas finas setas en el margen posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes en la región anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Salta:** Quebrada Río Blanco, 1♀, I/1923, Vattuone col. **Misiones:** Dep. Concepción, Santa María, 1♀, X/1946, Viana col (**MACN**); San Javier, 1♂, 20/XI/1973, Tonsic & Willink cols. **Tucumán:** Aconquija, 1♀, XII/1950, Golbach col (**IMLA**). **Misiones:** ruta 211 km 36, 26°55'55''S 54°43'4''W, 1♀, 5/I/2008, trampa de luz, C.H. Dietrich col, AR 5-2 (**INHS**); Loreto, 1♀, 21/IX/2003, Logarzo col.; Eldorado, 2♂♂, X/2008, Logarzo & Palottini cols; Iguazú, 10♀♀ 3♂♂, XII/2008, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols; Eldorado, Cueva Miní, 26°22,29'S 54°39,65'W, 1♂, 13/II/2012, colecta manual, Dellapé col; Puerto Rico, 2♀♀, 22/II/2012, 26°49,463'S 55°01,882'W, colecta manual, Dellapé col.

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto fusiforme, reticulado, con extremos lisos, las líneas de transición entre el reticulado y las áreas lisas están inclinadas (Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008). El ciclo de vida y los estadios ninfales fueron estudiados por Marucci *et al.* (2000) y Paiva *et al.* (2001).

Plantas huéspedes. *Vernonia condensata* (Baker) H. Rob., *Vernonia polyanthes* Less., *Aloysia virgata* Juss., *Lantana camara* L., *Citrus sinensis* L. Obs, *Vitis vinífera* L. (Gravena *et al.* 1998, Remes Lenicov *et al.* 1999, Paiva *et al.* 2001, Milanez *et al.* 2003, Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006, Azevedo-Filho *et al.* 2008).

Importancia fitosanitaria. En Brasil, *O. facialis* es vector de *Xylella fastidiosa* en cultivos cítricos (Yamamoto *et al.* 2000, Fundecitrus 2007).

Distribución. México (Azevedo-Filho & Carvalho 2006), Colombia, Ecuador, Bolivia, Paraguay (Young 1968, Emmrich 1975), Uruguay (Emmrich 1984), Brasil y **Argentina** (Figura II-22): Tucumán: Chapada (Melichar 1925); Misiones: Montecarlo (Remes Lenicov 1999), San Javier, Iguazú, Arroyo Urugua-I, Santa Ana, San Antonio, Aristóbulo del Valle, Panambi, Concepción, Santa María, Eldorado, Loreto; Corrientes: Isla Iyupé Grande; Salta: El Morenillo, San Lorenzo, Quebrada Río Blanco; Tucumán: Aconquija, Cerro San Javier, Lules, Horco Molle, Chilcas, La Ramada; Catamarca: Concepción, Belén, El Rodeo (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para la localidad de Puerto Rico en Misiones.

***Oncometopia fusca* Melichar**

Oncometopia fusca Melichar 1925

Oncometopia fusca var. *santosa* Schröder 1962

Diagnosis. (Figura II-12 K₂) Coloración dorsal castaña o castaña oscura; usualmente la corona, pronoto y escutelo de color ocre o arcilla pálido; alas anteriores oscuras, con la región coriácea poco delimitada posteriormente; venas anales fusionadas entre sí en un punto central de su longitud; macho con placas subgenitales cortas, subtriangulares, con los bordes externos redondeados; *aedeagus* con dos pares de procesos ventrales puntiagudos divergentes que surgen de una carena media.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Rep. Guaraní, El Soberbio, 1♂, X/1947, Viana col (**MACN**); Loreto, 1♂, 21/IX/2003, Logarzo & Varone cols (**MLP**).

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto fusiforme, reticulado, con extremos lisos, las líneas de transición entre el reticulado y las áreas lisas son rectas (Azevedo-Filho & Carvalho 2005, Azevedo-Filho *et al.* 2008).

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006), *Vitis vinífera* L. (Azevedo-Filho *et al.* 2008)

Distribución. Venezuela (Azevedo-Filho & Carvalho 2006), Brasil, Uruguay (Melichar 1925, Young 1968, Emmrich 1975, 1984) y **Argentina** (Figura II-22): Misiones: El Soberbio, Loreto (Paradell *et al.* 2012).

***Oncometopia rubescens* Fowler**

Oncometopia rubescens Fowler 1899

Oncometopia asperula Melichar 1925

Oncometopia coacta Schmidt 1928 (syn)

Oncometopia ochracea Schröder, 1959 (syn)

Diagnosis. Coloración de la corona, pronoto y escutelo castaña rojiza; alas anteriores coriáceas castaño oscuro y el ápice hialino; venas anales fusionadas entre sí en un punto central de su longitud; *aedeagus* con procesos ventrales: un par de procesos basales con ápices divergentes, un proceso impar medio, y uno superior impar y más corto.

Nota. No se ha estudiado material de esta especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Emmrich (1975) y a los caracteres de la genitalia masculina de Young (1968).

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto filiforme, reticulado, con extremos lisos (Figura II-13 M).

Plantas huéspedes. *Musa paradisiaca* L. (Young 1968).

Enemigos naturales. *Gonatocerus uat* Triapitsyn (Hymenoptera: Mymaridae) (Triapitsyn *et al.* 2010).

Distribución. Guatemala, Costa Rica, Panamá, Venezuela, Colombia, Ecuador, Brasil (Melichar 1925, Young 1968, Emmrich 1975), Perú, Paraguay (Dellapé *et al.* 2011), **Argentina** (Figura II-22): Misiones: Panambi (Paradell *et al.* 2012).

***Oncometopia tucumana* Schröder**

Oncometopia tucumana Schröder 1959

Diagnosis. (Figura II-12 K₃) Coloración de la corona, clípeo, pronoto, escutelo y pleuras rosada; disco de la corona con una mancha subtriangular oscura, la cual se extiende en la unión de la corona con el clípeo, y llega hasta el clípeo como una línea fina longitudinal que se une en su parte inferior con una mancha oscura en la porción basal del clípeo; escutelo con la porción posterior lisa rosada; alas anteriores castañas oscuras, con algunas manchas amarillas dispersas sobre su vértice anterior y el margen costal, ápice membranoso; venas anales separadas, acercándose levemente en su longitud media.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-38 A) con márgenes laterales ligeramente paralelos; márgenes lateroposteriores redondeados; margen posterior con una concavidad media poco profunda, cuyos márgenes laterales poseen una proyección roma, carenada en su lado externo; superficie con numerosas microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-38 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior redondeado; superficie con microsetas dispersas, y algunas macrosetas concentradas en la región posterior. Valva ocho (Figura II-38 C) en vista lateral, rectilínea, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción

apical, formada por estructuras escamiformes irregulares; ápice agudo, con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-38 E). Valva nueve (Figura II-38 D) en vista lateral, rectilínea; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 26 dientes no continuos, subtriangulares con el ápice romo, con dentículos sobre su margen posterior; los ductos llegan hasta cada diente (Figura II-38 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco conspicua (Figura II-38 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado, con algunas setas apicales. Gonocoxito ocho (Figura II-38 G) oval; procesos espiniformes en la porción anterior y pequeñas setas sobre el margen posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes en la región anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Tucumán:** 5♂♂, sin datos (**MACN**); San Javier, 1♀ 1♂, 31/I/1961, Ajmat & Bennasar cols; Cerro San Javier, 1♂, 3/III/1960, Willink col; Chilcas, 1♀, 10-25/XI/1979, Golbach col. **Salta:** San Lorenzo, 1♂, 13/II/1948, Willink & Monrós cols. **Catamarca:** Concepción, 2♀♀, 14/I/1960, Tonsic & Willink cols; El Rodeo, 1♂, 8-28/I/1959, Golbach col; Ciénaga, Belén: 1♂, III/1938. **Misiones:** Iguazú, 1♀ 2♂♂, 30/I-13/II/1945, Hayward, Willink, Golbach cols (**IMLA**). **Jujuy:** PN Calilegua, 23°41'1''S 64°54'0''W, 1♀, 14/I/2008, red entomológica, C.H. Dietrich, AR 12-6 (**MLP**). **Tucumán:** Las Talitas, 1♀, 27/VIII/2011, sobre limón, Virla col; Las Tipas, 1♀, 30/I/2009, trampa adhesiva, Virla col; Horco Molle, 1♀, 16/VI/2009, Virla col. **Jujuy,** 1♀, XII/2012, Álvarez col.

Biología. En general, *O. tucumana* deposita las masas de huevos en la superficie abaxial de las hojas (sólo una por hoja), pero en *Citrus limon*, *Cedrela lilloi* y *Urera caracasana* se encontró aproximadamente de 1 a 3 masas de huevos en tallos verdes. Las masas de huevos recubiertas con brocosomas, contienen en promedio 9,5 huevos (Virla *et al.* 2008).

Plantas huéspedes. *Tecoma stans* (L.) Juss. ex Kunth, *Bauhinia forficata* Link., *Cedrela lilloi* C.DC., *Psidium guajava* L., *Ligustrum lucidum* Aiton, *Sorghum halepense* L., *Zea mays* L., *Ruprechtia laxiflora* Meisn., *Citrus limon* (L.) Burm., *Diatenopteryx sorbifolia* Radlk., *Urera caracasana* (Jacq.), *Lantana camara* L. (Virla *et al.* 2008, Paradell *et al.* 2012).

Enemigos naturales. *Clonostachys rosea* (Ascomycota: Hypocreales) (Toledo *et al.* 2006); *Gonatocerus metanotalis* (Ogloblin), *G. annulicornis* (Ogloblin), *G.*

tuberculifemur (Ogloblin) (Virla *et al.* 2008), *G. virlai* Triapitsyn, Logarzo & de León (Hymenoptera: Mymaridae) (Triapitsyn *et al.* 2010).

Distribución. **Argentina** (Schröder 1959, Young 1968) (Figura II-22): Tucumán: Horco Molle (Takiya 2008), Lules, Yerba Buena, Los Nogales, Tafí Viejo, Santa Lucía, El Manantial, La Rinconada, Macomitas, San Miguel de Tucumán, San Javier, Burruyacu, Chilcas, Las Tipas; Salta: Embarcación, Abra Grande, Aguaray, Tartagal, San Lorenzo; Jujuy: Aguas Calientes; Catamarca: El Rodeo, Concepción, Belén; Misiones: Iguazú (Virla *et al.* 2008, Paradell *et al.* 2012). Primera cita para el Parque Nacional Calilegua en Jujuy y para Las Talitas en Tucumán.

***Oncometopia venata* Schröder**

Oncometopia venata Schröder 1959

Diagnosis. (Figura II-12 K₄) Coloración dorsal generalmente oscura; alas anteriores castaño oscuras, con la región coriácea poco delimitada posteriormente, ápice hialino, que muchas veces puede extenderse anteriormente hasta la región del clavus; venas anales fusionadas entre sí en un punto central de su longitud; macho con placas subgenitales cortas y triangulares; *aedeagus* con tres procesos impares ventrales, dos dirigidos anteriormente y uno hacia la parte ventral.

Consideraciones taxonómicas. Dada la morfología del *aedeagus*, Emmrich (1975, 1984) sugiere que el estado taxonómico de *O. venata* es incierto ya que puede haber formas intermedias con *O. venosula* Distant.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Panambi, 1♂, 24/XI/1951, Willink & Monrós cols (IMLA).

Plantas huéspedes. *Elaeis guineensis* Jacq. (Bonfils & Perthuis 1992).

Distribución. Ecuador, Perú, Bolivia (Emmrich 1975, 1984) y **Argentina** (Figura II-22): Misiones: Panambi (Paradell *et al.* 2012).

Género *Phera* Stål

Phera Stål 1864 (Especie tipo: *Phera tiarata* Stål 1864)

Capinota Melichar 1926 (Especie tipo: *Capinota fowleri* Melichar 1926)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 7,5-12mm.

Cabeza. Cabeza muy desarrollada; margen anterior de forma redondeada o angulosa; la longitud media de la corona excede el ancho interocular y ocasionalmente también el ancho transocular; disco de la corona usualmente con una elevación en forma de "M" bordeando el margen posterior; ocelos localizados sobre o ligeramente detrás del ángulo anterior de cada ojo; transición entre la corona y el clípeo redondeada; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal, carenados o no dorsalmente, margen anterior variable, desde apenas a abruptamente en declive; clípeo convexo o ligeramente aplanado medialmente, con fina pubescencia inferior; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos o ligeramente divergente anteriormente; disco punteado o rugoso y punteado, sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa y arqueada hacia abajo; proepímero con el área inferior deprimida, la longitud de la porción restante igual o mayor que el ancho; meron expuesto, metaepímero expuesto, con una proyección en forma de repisa o estante; la porción posterior del escutelo con o sin estriaciones transversales. Alas anteriores variables, desde completamente hialinas hasta coriáceas con membrana apical; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales usualmente fusionadas por cierta distancia en su longitud media; en las hembras las alas anteriores en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior ligeramente dilatada apicalmente; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0, 2:2:1, 2:1:1, ó 2:1:1:1; longitud del primer tarsómero igual o menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* en vista lateral muy ancho, con numerosas microsetas dispersas sobre la mitad posterior y sobre la porción ventral, con o sin procesos; placas subgenitales triangulares, separadas a lo largo de su longitud, no sobrepasando el ápice del *pygofer*, con numerosas microsetas dispersas y

ocasionalmente algunas macrosetas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de “Y”, con una quilla media, sus brazos ampliamente divergentes, cada uno más largo que el tallo; estilos extendiéndose más allá del ápice del conectivo, con lóbulo preapical estrechamente redondeado, truncado o anguloso en el ápice; *aedeagus* simétrico o no, con procesos ventrales basales, los cuales pueden ser ramificados o no; paráfisis ausentes.

Distribución. Neártica y Neotropical.

El género *Phera* cuenta con 14 especies descritas de las cuales tres, están presentes en Argentina.

***Phera carbonaria* (Melichar)**

Homalodisca carbonaria Melichar 1924

Diagnosis. (Figura II-12 L₁) Corona granulada o transversalmente rugosa detrás del ápice; *aedeagus* simétrico, con un par de procesos ventrales ampliamente divergentes y curvados.

Material estudiado. ARGENTINA. Misiones: 3♂♂, sin otros datos; Dep. Concepción, Santa María, 1♂, X/1946, Viana col (**MACN**); Iguazú, 3♂♂ 1♀, 10/XI/1973, Tonsic & Willink cols; 1♂, 4/IV/1910, Jörgensen col; 1♂, 31/VIII/1910, Jörgensen col; Parque Provincial Uruguay-i, 1♂, 13/XII/1957; San Javier, 1♂, 16/XII/1957, Biraben col; Iguazú, 1♂, XI/1944, Biraben col (**MLP**); Iguazú, 2♂♂, 10/XI/1973, Tonsic & Willink cols; Parque Nacional Iguazú, 1♀ 1♂, 10/XI/1973, Tonsic & Willink cols; Dos de Mayo, 1♂, 18/XI/1973, Escobar & Claps cols (**IMLA**). Parque Nacional Iguazú, 1♂, 11/XII/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols.

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Brasil, Paraguay (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-23): Misiones: Iguazú, San Javier, Concepción, Santa María (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para Dos de Mayo en Misiones.

Phera centrolineata (Signoret)

Tettigonia centrolineata Signoret 1855

Ciccus nigrilux Walker 1858

Phera tiarata Stål 1864

Diagnosis. Corona con una elevación longitudinal detrás del ápice, no granulada ni transversalmente rugosa; machos con *aedeagus* asimétrico, con un par de procesos ventrales divergentes, uno de ellos con una pequeña espina interna.

Nota. No se ha estudiado material de esta especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Signoret (1855) y a los caracteres de la genitalia masculina de Young (1968).

Plantas huéspedes. *Lactuca sativa* L., *Zea mays* L., *Solanum tuberosum* L. (Young 1968), *Citrus sinensis* L. Obs (Remes Lenicov *et al.* 1999).

Distribución. Estados Unidos, México, Guatemala (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-23): Misiones: Montecarlo (Remes Lenicov *et al.* 1999).

Phera obtusifrons Fowler

Phera obtusifrons Fowler 1899

Diagnosis. (Figura II-12 L₂) Corona fuertemente granulada o transversalmente rugosa detrás del ápice; machos con *aedeagus* asimétrico, con un par de procesos ventrales divergentes, uno de ellos bifurcado; placas subgenitales abruptamente estrechadas cerca de la base.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Dos de Mayo, 1♂, XI/1973, Escobar & Claps cols (IMLA).

Distribución. México, Guatemala, El Salvador, Costa Rica, Venezuela (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-23): Misiones: Dos de Mayo (Paradell *et al.* 2012).

Género *Propetes* Walker

Propetes Walker 1851 (Especie tipo: *Propetes compressa* Walker 1851)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 12,5-16,5mm.

Cabeza. Cabeza muy desarrollada; la longitud media de la corona desde ligeramente menor a ligeramente mayor que el ancho interocular; margen anterior ampliamente redondeado, con una carena media apical; disco de la corona con fina pubescencia en la porción anterior; ocelos localizados sobre o ligeramente por delante de la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales levemente protuberantes en vista dorsal, cada uno con una depresión longitudinal poco profunda y carenada dorsalmente, margen anterior oblicuo; clípeo fuertemente aplanado medialmente, con la superficie dorsomedial estriada, y pubescencia superior fina e inferior densa; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales divergentes anteriormente; disco rugoso, con o sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural oblicua e incompleta, la cual es levemente bisinuada; proepímero con área inferior ligeramente deprimida o no, más ancho que alto; meron expuesto, metaepímero expuesto, con una proyección en forma de repisa o estante; la porción posterior del escutelo hinchada y sin estriaciones transversales. Alas anteriores completamente hialinas, excepto un área en la porción basal del clavus; superficie sin esculturación; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta ligeramente más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales, la intermedia puede tener venas transversales supernumerarias; venas anales fusionadas en un tramo de su longitud media. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior aplanada y dilatada apicalmente; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero mayor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Abdomen constreñido basalmente.

Genitalia masculina. *Pygofer* poco desarrollado y muy ancho, margen posterior convexo, con numerosas microsetas dispersas sobre el disco, con un proceso corto cerca de la base del margen ventral; placas subgenitales fusionadas sólo basalmente,

casi tan largas como el *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectorio triangular, carenado medialmente, con sus brazos anteriores ampliamente divergentes; estilos cortos, con un débil lóbulo preapical; *aedeagus* simétrico con un par de procesos basales bifurcados y un par de procesos cortos cerca de la longitud media del tallo aedeagal; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con el margen posterior transversal, ocasionalmente con leves proyecciones pero usualmente rectilíneo.

Distribución. Neotropical.

Primera cita del género *Propetes* en Argentina. Éste género posee tres especies descriptas, de las cuales una se registra para la fauna misionera.

Propetes schmidt Melichar

Propetes schmidt Melichar 1925

Diagnosis. (Figura II-12 M) Corona y pronoto pubescentes; longitud media de la corona mayor que el ancho interocular; ocelos localizados por delante de la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; pronoto con un surco transversal anterior y el margen posterior profundamente emarginado; escutelo hinchado y liso; alas anteriores hialinas y alargadas, con la porción anterior del margen costal usualmente recta. El patrón de coloración difiere en ambos sexos. Coloración de la hembra: corona negra, con una línea longitudinal media que se extiende desde el ápice hasta cerca de la base y un par de líneas laterales que se extienden desde el ápice hasta cerca del centro del disco, amarillas; pronoto negro, con márgenes laterales y posterior amarillos, y un par de líneas laterales longitudinales que se originan de una banda transversal anterior, amarillas; escutelo negro, con márgenes laterales, posterior y una línea longitudinal media, amarillos. Coloración del macho: corona negra, con una línea media longitudinal extendiéndose desde el ápice hasta el centro del disco amarilla; clípeo negro, con una banda transversal superior y una mácula inferior, amarillas; pronoto negro, con los márgenes laterales y posterior y tres máculas anteriores alargadas, amarillas; escutelo negro con un par de máculas laterales y la porción posterior amarillas.

Comentario. La genitalia de la hembra fue descrita por Takiya *et al.* (1999), utilizando las siguientes estructuras: esternito VII, esternito VIII, *pygofer* y valva nueve.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Parque Nacional Iguazú, 1♂, 11/XII/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols.

Biología. Takiya *et al.* (1999) estudiaron el marcado dimorfismo en la coloración de machos y hembras, y lo relacionaron con casos de mimetismo: los machos de *P. schmidtii* recuerdan a avispas del género *Polybia*, y las hembras se asemejan a avispas de los géneros *Myschocyttarus* y *Agelaia* (Hymenoptera).

Distribución. Brasil (Young 1968) y Paraguay (Takiya 2008). Primera cita para **Argentina** (Figura II-18 F): Misiones: Iguazú.

Género *Pseudometopia* Schmidt

Pseudometopia Schmidt 1928

(Especie tipo: *Pseudometopia appendiculata* Schmidt 1928, por designación original y monotípica)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 11,5-15mm.

Cabeza. Longitud media de la corona mucho menor que el ancho interocular; margen anterior truncado o levemente cóncavo en vista dorsal; disco de la corona con una elevación en forma de “M” bordeando el margen posterior, sin pubescencia; ocelos localizados sobre la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; puentes antenales con un surco longitudinal y carenados dorsalmente, margen anterior en declive; clípeo convexo en vista lateral, aplanado o cóncavo medialmente, con pubescencia en la porción inferior; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor, igual o mayor que el ancho transocular, con márgenes laterales convergentes anteriormente o paralelos; disco con los 2/3 posteriores transversalmente rugosos y punteados; margen posterior rectilíneo o ligeramente cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural oblicua, la cual usualmente es incompleta; proepímero tan alto como ancho; meron no expuesto, metaepímero oculto; porción posterior del escutelo rugosa transversalmente. Alas anteriores fuertemente coriáceas, con membrana de extensión variable; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas, puede haber venas formando plexos sobre la porción anteapical; en las hembras, las alas anteriores en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} completa. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* con microsetas dispersas sobre el disco, con un proceso largo y delgado que surge cerca de la mitad del margen dorsal, extendido ventralmente y curvado posteriormente; placas subgenitales separadas, triangulares con numerosas microsetas organizadas irregularmente, las placas se extienden ligeramente más allá del ápice del *pygofer*; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de “Y”, con sus brazos divergentes, sin quilla; estilos extendiéndose más allá del ápice del conectivo, con lóbulo preapical, ápice redondeado o puntiagudo; *aedeagus*

simétrico, de aspecto inflado en vista caudoventral, sin procesos basales; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII variable interespecíficamente.

Distribución. Neotropical.

El género *Pseudometopia* posee nueve especies descritas de las cuales una, está presente en Argentina.

***Pseudometopia amblardii* (Signoret)**

Tettigonia amblardii Signoret 1855

Aulacizes cleasa Distant 1908

Aulacizes subsidaria Melichar 1926

Centrometopia maculipennis Schmidt 1928

Centrometopia amblardii var. *scutellaris* Schmidt 1928

Diagnosis. (Figura II-12 N) Coloración de la cabeza, pronoto, escutelo, pleuras y patas amarilla pálida; corona con un punto oscuro en el ápice y ocelos oscuros; alas anteriores celeste-grisáceas con algunas manchas transversales oscuras.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-39 A) más ancho que largo; márgenes laterales ligeramente paralelos; márgenes lateroposteriores levemente angulosos; margen posterior levemente emarginado con una proyección media convexa pequeña; superficie con microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-39 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior estrechamente redondeado; superficie con microsetas dispersas en la región ventral y tercio posterior. Valva ocho en vista lateral, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias lineales oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras lineales; ápice obtuso, con dentículos en su margen dorsal y ventral (Figura II-39 C). Valva nueve en vista lateral, levemente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 40 dientes no continuos, de forma subrectangular, con dentículos sobre su margen dorsal y posterior; en los dientes de la porción media los ductos no llegan a la base (Figura II-39 F); ápice ampliamente redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; sin prominencia preapical (Figura II-39 D). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; margen ventral con setas dispersas y setas fuertes

apicales. Gonocoxito ocho (Figura II-39 E) suboval; con procesos espiniformes en la porción ventral. Gonocoxito nueve de aspecto rectangular, con procesos espiniformes en la mitad ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Iguazú, 2♂♂, 10/XII/1951, Willink & Monrós cols (**IMLA**); 5 km al oeste de Eldorado, 1♀, 19/IX/2003, Logarzo col; Eldorado, Cueva Miní, 26°22,29'S 54°39,65'W, 1♀ 1♂, 13/II/2012, colecta manual, Dellapé col.

Plantas huéspedes. *Elaeis guineensis* Jacq. (Bonfils & Perthuis 1992).

Enemigos naturales. *Gonatocerus uat* Triapitsyn (Hymenoptera: Mymaridae) (Triapitsyn *et al.* 2010).

Distribución. México, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil, Paraguay y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-18 G): Misiones: Iguazú, Loreto (Paradell *et al.* 2012). Primera cita para Eldorado en Misiones.

Género *Stictoscarta* Stål

Stictoscarta Stål 1869 (Especie tipo: *Tettigonia sulcicollis* Germar 1821, por designación subsecuente de Distant 1908)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 14-16mm.

Cabeza. Margen anterior redondeado en vista dorsal, ápice carenado; longitud media de la corona menor que el ancho interocular; corona sin pubescencia usualmente; ocelos localizados sobre o ligeramente detrás de la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; puentes antenales levemente protuberantes en vista dorsal, surcados; clipeo aplanado en la porción media; clipelo ligeramente protuberante, su contorno forma un ángulo recto con el perfil del clipeo.

Tórax. Pronoto alargado, su ancho casi igual al ancho transocular, con márgenes laterales convergentes anteriormente, con un surco transversal completo cerca de su margen anterior; disco transversalmente rugoso; margen posterior ligeramente cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa, ligeramente curvada; proepímero tan alto como ancho; meron no expuesto; metaepímero oculto; porción posterior del escutelo transversalmente rugoso. Alas anteriores fuertemente coriáceas, clavus punteado, membrana apical que incluye a las celdas apicales y parte de las anteapicales; puede haber venas supernumerarias en el margen costal; venas anales paralelas; más de cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; en las hembras, las alas anteriores en reposo no cubren el ápice del ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} completa. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* redondeado apicalmente, con microsetas y ocasionalmente algunas macrosetas posteriores o posteroventrales, ausentes sobre el disco, sin procesos; placas subgenitales fusionadas a lo largo de su longitud, no llegando al ápice del *pygofer*, con numerosas microsetas dispersas sobre los 2/3 apicales y con algunas macrosetas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de "Y", con los brazos levemente divergentes, tallo alargado y con quilla media; estilos no llegando al ápice del conectivo, con lóbulo preapical, ápice truncado, con algunas setas laterales anteapicales; *aedeagus* simétrico, delgado y alargado, curvado

dorsalmente, con un par de procesos apicales finos, y ocasionalmente un par de procesos atriales; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con una o más proyecciones en el margen posterior.

Distribución. Neotropical

El género *Stictoscarta* posee seis especies descritas de las cuales una, está citada para Argentina.

***Stictoscarta sulcicollis* (Germar)**

Tettigonia sulcicollis Germar 1821

Stictoscarta ruficollis Schmidt 1928

Diagnosis. Cabeza roma de coloración rojiza; pronoto surcado; alas anteriores oscuras; en machos margen dorsal del *pygofer* posteriormente elevado en vista lateral; *aedeagus* delgado y alargado, curvado dorsalmente, con un par de procesos apicales finos.

Nota. No se estudió material de la especie. La diagnosis corresponde a la descripción de Germar (1821) y a caracteres de la genitalia del macho según Young (1968).

Plantas huéspedes. *Gossypium hirsutum* L., *Vitis vinifera* L. (Zanol & Menezes 1982).

Distribución. Trinidad, Brasil y **Argentina** (Germar 1821, Young 1968).

Comentario. Young (1968) cita a la especie para Argentina, sin proporcionar datos sobre la provincia o localidad donde fue colectada.

Género *Tapajosa* Melichar

Tapajosa Melichar 1924 (Especie tipo: *Tettigonia fulvopunctata* Signoret 1854)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 8,1-11,1mm.

Cabeza. Margen anterior redondeado; longitud media de la corona menor que el ancho interocular; disco de la corona con una fovea transversal poco profunda antes de cada ocelo, con o sin pubescencia; ocelos localizados ligeramente por detrás de la línea que pasa por los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal; el contorno del clipelo se continua con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos o levemente divergentes anteriormente; disco usualmente punteado o rugoso y sin pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural completa, la cual puede ser oblicua, rectilínea o ligeramente sinuosa; proepímero con porción inferior deprimida, tal alto como ancho; meron expuesto, metaepímero no expuesto; la porción posterior del escutelo con estriaciones transversales. Alas anteriores coriáceas, con membrana apical poco delimitada y la cual incluye a las celdas apicales; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta ligeramente más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas. Alas posteriores con vena R_{2+3} completa (en *T. doeringi*) o incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero mayor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* en vista lateral fuertemente desarrollado y redondeado apicalmente, con numerosas microsetas dispersas y ocasionalmente algunas macrosetas intercaladas, sin procesos; placas subgenitales triangulares, fusionadas basalmente, no sobrepasando el largo del *pygofer* y con numerosas microsetas dispersas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en forma de “Y” o “V”, con o sin carena media; estilos de longitud variable respecto al ápice del conectivo, con o sin lóbulo preapical; *aedeagus* casi siempre simétrico, el tallo puede ser largo o corto, un par de procesos surgen de la base del tallo, que pueden ser ramificados en algunas especies; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII con el margen posterior transversalmente rectilíneo, o bien, con una concavidad media pequeña o profunda.

Distribución. Neotropical.

El género *Tapajosa* posee seis especies descritas de las cuales tres, están presentes en Argentina.

Comentario. *Tapajosa* es el género de Proconiini más ampliamente distribuido en Argentina y tanto *T. rubromarginata* como *T. doeringi* son las especies que poseen el rango de distribución más austral (Paradell *et al.* 2012).

***Tapajosa doeringi* (Berg)**

Tettigonia doeringi Berg 1879

Diagnosis. (Figura II-12 O₁) Coloración de la corona, pronoto, escutelo y clípeo negra, con manchas amarillas irregulares; alas anteriores con venas amarillentas y las celdas de color rufo y negro; alas posteriores con vena R₂₊₃ completa; *aedeagus* corto y ancho, curvado hacia arriba, con un par de procesos basales que pueden estar ramificados.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-40 A) con márgenes laterales ligeramente cóncavos; márgenes lateroposteriores angulosos; margen posterior con una concavidad amplia y poco profunda; superficie con numerosas microsetas dispersas; coloración castaña con manchas claras irregulares. *Pygofer* (Figura II-40 B) en vista lateral, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas dispersas y algunas macrosetas en la porción posterior. Valva ocho (Figura II-40 C) en vista lateral, ligeramente rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-40 E). Valva nueve (Figura II-40 D) en vista lateral, ligeramente rectilínea; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 25 dientes continuos, de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; con ductos que llegan hasta cada diente (Figura II-40 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura

II-40 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-40 G) ovoide; con procesos espiniformes en la parte posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en su superficie media y en su margen ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** 1♀, 1/III/1899, S. Venturi col. **Formosa:** 1♂, IV/1898, S. Venturi col. **Mendoza:** Cacheuta, 1♀ 1♂. **Córdoba:** Calamuchita, El Sauce, 5♀♀ 3♂♂, XI/1941, Viana col; Argüello, 6♀♀ 7♂♂, XII/1947, De Carlo col; San Javier, 1♀ 1♂, 10/I/1946; 1♂, sin otros datos. **La Pampa:** Conelho, 1♀, 1/II/1943, H. Hepper col. **Buenos Aires:** San Blas, 5♀♀ 3♂♂; Bahía Blanca, 1♀ 2♂♂. **Río Negro:** 1♀, 1♂, 14/II/1898, S. Venturi col; 1♂, 8/X/1899, S. Venturi col; 1♀, 19/X/1899, S. Venturi col; 1♀, 7/XI/1899, S. Venturi col; 1♀, 14/XI/1899, S. Venturi col; 1♂, 24/XI/1899, S. Venturi col; 1♀, 27/XI/1899, S. Venturi col; 1♂, 4/XII/1899, S. Venturi col; 1♀, 8/XII/1899, S. Venturi col (**MACN**). **Córdoba:** San Ignacio, 1♀ 2♂♂, 7/XI/1941; Yacanto, 7♀♀ 7♂♂, Christensen col; Yacanto, 1♀ 2♂♂. **Buenos Aires:** Sierra de la Ventana, 2♂♂, 27/II/1957, Torres & Ronderos cols; Monte Hermoso, 1♀ 1♂, 28/II/1957, Torres & Ronderos cols; 1♀ 1♂, VI/1938, sobre "geranium", Kägi col (**MLP**). **San Luis:** Las Charcas, 1♂, 2/I/1958, Tonsic & Willink cols; Cortaderas, 2♂♂, 28/I/1958, Tonsic & Willink cols (**IMLA**).

Plantas huéspedes. Vegetación xerófila compuestas de gramíneas y plantas herbáceas.

Distribución. Perú (Dellapé *et al.* 2011) y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-24): Misiones; Formosa; Catamarca: El Suncho, Belén, El Alamito, El Rodeo, Chumbicha; Córdoba: Yacanto, Agua de Oro, La Cumbre, Punilla, Calamuchita, El Sauce, Argüello, San Javier, San Ignacio; Mendoza: Cacheuta; San Luis: San Francisco, San Martín, Merlo, Villa de Praga, Las Chacras, Cortaderas; La Pampa: Conelho; Buenos Aires: San Blas, Bahía Blanca, Sierra de la Ventana, Monte Hermoso; Ríos Negro: Choele Choel (Paradell *et al.* 2012).

Tapajosa rubromarginata (Signoret)

Tettigonia rubromarginata Signoret 1855

Tettigonia tucumana Taschenberg 1884 (syn.)

Tapajosa rubromarginata Young 1968 (n. comb.)

Diagnosis. (Figura II-12 O₂) Coloración de la corona, pronoto y escutelo castaña, con pequeñas manchas amarillentas dispuestas irregularmente; alas anteriores castaño oscuras, con pequeñas manchas amarillentas dispuestas de forma irregular, y con un área de color rojizo a lo largo del margen costal; alas posteriores con vena R₂₊₃ incompleta; *aedeagus* simétrico, preatrio poco desarrollado, del tallo aedeagal surgen un par de procesos dorsales en forma de arco y un par de procesos delgados ventrocaudales.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-41 A) con márgenes laterales ligeramente convergentes posteriormente; márgenes lateroposteriores levemente redondeados; margen posterior ligeramente rectilíneo; superficie con numerosas microsetas dispersas; coloración general castaña oscura. *Pygofer* (Figura II-41 B) en vista lateral, pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas dispersas; coloración castaña con máculas claras irregulares. Valva ocho (Figura II-41 C) en vista lateral, rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-41 E). Valva nueve (Figura II-41 D) en vista lateral, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal, margen dorsal ligeramente rectilíneo; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 25 dientes continuos, de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; con ductos que llegan hasta cada diente (Figura II-41 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical pequeña pero evidente (Figura II-41 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-41 C,G) ovoide, con el margen posterior ensanchado; procesos espiniformes en la región ventral. Gonocoxito nueve (Figura II-41 D) con procesos espiniformes en su margen ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Salta:** 1♀, 4/II/1897, S. Venturi col. **Jujuy:** Calilegua, 1♀, X/1984, J.M. Correa col; 2♂♂, sin otros datos. **Tucumán:** 1 sin abdomen, 18/VII/1923, R.L. Figueroa col; 3♀♀, sin otros datos. **Córdoba:** Calamuchita, El Jagüel, 2♀♀, XI/1941, Viana col; Calamuchita, El Sauce, 2♀♀ 6♂♂, XI/1941, Viana col; Argüello, 9♀♀ 1♂, XII/1943, De Carlo col; La Paz, Dep. San Javier, 2♂♂, 1-20/I/1929, C. Bruch col; La Falda, 3♀♀ 1♂, 22/VIII-2/IX/1922, A. Frers col; Alta

Gracia, 1♀, III/1921. **Mendoza:** Cacheuta, 1♀ 2♂♂. **Neuquén:** Loncohué, 1♀ 1♂, 25/II/1964. **Chaco:** Resistencia, 3♀♀ 3♂♂, 10/XII/1935, J.B. Daguerre col. **Formosa:** 1♂, 4/II/1898, S. Venturi col. **Santa Fé:** Garay, 1♀, XI/1942, Viana col. **Corrientes:** Monte Caseros, 1♀. **Buenos Aires:** Tandil, 3♀♀ 2♂♂; Rosas F.C.Sud, 1♀, Juan B. Daguerre col; 1♂, sin otros datos. **Río Negro:** Río Valcheta, 1♀ 2♂♂ (MACN). **Misiones:** Timbó, 2♂♂, 18/XII/1930. **Corrientes:** Manantiales, 1♀, XI/1946, Postol col (IMLA). **Salta:** Valderamas, 1♀ 2♂♂, Köhler col. **Tucumán:** 2♀♀, VII/1992, sobre maíz, Virla col; 2♀♀ 2♂♂, XII/1992, sobre maíz, Virla col. **Santiago del Estero:** Río Hondo, 1♀, 21/II/2008, 27°34'32''S 64°44'1''W, C.H. Dietrich col, AR 31-1. **Córdoba:** Los Molinos, 1♂, 8/III/1993, sobre maleza; Río Cuarto, 1♀, 19-20/III/1984. **Neuquén:** Zapala, 1♀ 1♂, 10/VI/1964, Gentili col. **Misiones:** Loreto, 1♀ 1♂ 2 sin abdomen, Ogloblin col. **Entre Ríos:** ruta 14 km 18, 1♀, 24/II/2008, 33°21'24''S 59°43'45''W, C.H. Dietrich col, AR 40-1. **Buenos Aires:** Camino a Magdalena, 1♀ 3♂♂, 24/X/1970, A. Tesón col; Los Hornos, 1♀ 1♂, 15/X/1976, sobre avena y centeno; 2 km al N La Plata, 1♀, 27/II/2008, 34°51'5''S 57°57'25''W, C.H. Dietrich col, AR 48-3 (MLP); 3 km al N La Plata, 1♀, 27/II/2008, 34°50'57''S 57°57'32''W, C.H. Dietrich col, AR 46-1; 6 km N La Plata, 1♀, 27/II/2008, 34°50'40''S 57°57'00''W, C.H. Dietrich col, AR 47-1; Reserva Otamendi, 3♀♀, 24/II/2008, 34°13'57''S 58°53'53''W, C.H. Dietrich col, AR 37-7 (INHS). **Misiones:** 1♀, 1/XII/2000, sobre gramíneas, Logarzo col; Concepción, 1♀ 1♂, XII/2005, Logarzo col. **Tucumán:** El Manantial, 47♀♀ 18♂♂, XI/2011, red entomológica sobre cultivo de maíz y vegetación circundante, Virla col. **Córdoba:** General Paz, 1♀, sobre trigo. **Mendoza:** Tunuyán, 1♂, 16/II/2009, red sobre gramíneas, Logarzo col. **Entre Ríos:** Concordia, 3♀♀ 15♂♂, IX/2011, trampa de agua en cultivo de arándanos, Bouvet col.; Concordia, 14♀♀ 8♂♂, I-II/2010, trampa adhesiva sobre cultivo de naranja Valencia, naranja Criolla y mandarina Nova, Dellapé col.

Biología. Brocosomas de huevos de aspecto esférico y reticulado (Azevedo-Filho *et al.* 2008) (Figura II-13 K,L). Posturas endofíticas generalmente en poáceas. La hembra inserta dos huevos en el tejido de la planta, luego raspa los brocosomas de sus alas con las setas de las tibias metatorácicas y cubre los huevos; luego inserta otros dos huevos y realiza el mismo comportamiento. Cada postura puede contener entre 8 y 30 huevos.

Plantas huéspedes. *Allium sativum* L., *Eryngium* spp., *Baccharis* sp., *Dahlia pinnata* L., *Conyza* sp. *Tabebuia lapacho* L., *Commelina erecta* L., *Ipomea* sp., *Glycine max* (L.), *Medicago sativa* L., *Medicago polymorpha* L., *Vigna unguiculata* (L.) Walp., *Mentha piperita* L., *Chorisia* sp., *Sida rhombifolia* L., *Morus nigra* L., *Plantago* sp.,

Avena sativa L., *Paspalum* sp., *Saccharum officinarum* L., *Setaria* sp., *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Sorghum halepense* L., *Sorghum vulgare* (Pers.), *Zea mays* L., *Triticum aestivum* L., *Bromus unioloides* L., *Populus* sp., *Cardiospermum* sp., *Solanum nigrum* L., *Lantana camara* L., *Hibiscus rosa-sinensis* L., *Citrus sinensis* L. Obs, *Vitis vinífera* L. (Costilla et al. 1972, Paradell 1995, Remes Lenicov et al. 1998, 2006, Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006, Virla et al. 2007, Azevedo-Filho et al. 2008, Paradell et al. 2012). Primera cita sobre *Vaccinium corymbosum* L. “arándano”.

Enemigos naturales. *Doru lineare* (Eschscholtz) (Dermaptera: Forficulidae) (Mariani et al. 1997); *Zagella delicata* De Santis (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (Logarzo et al. 2004); *Gonatocerus tuberculifemur* (Ogloblin) (Virla et al. 2005); *G. virlai* Triapitsyn, Logarzo, De León (Triapitsyn et al. 2007); *G. deleoni* Triapitsyn, Logarzo, Virla (Triapitsyn et al. 2008); *Paracentrobia tapajosae* Viggiani (Virla et al. 2009a); *G. abbreviatus* (Ogloblin), *G. annulicornis* (Ogloblin), *G. metanotalis* (Ogloblin), *G. nigrithorax* (Ogloblin), *G. uat* Triapitsyn (Luft Albarracin et al. 2009) *G. atriclavus* Girault, *G. brachyurus* (Ogloblin), *G. carahuensis* (Ogloblin), *G. garchamp* Triapitsyn, *G. kiskis* Triapitsyn; *G. mumu* Triapitsyn (Triapitsyn et al. 2010) (Hymenoptera: Mymaridae). Primera cita de *Halictophagus placula* (Remes Lenicov & Tesón) (Strepsiptera: Halictophagidae) (ver Capítulo III).

Importancia fitosanitaria. En esta especie fue detectada la bacteria *Xylella fastidiosa*, agente causal de CVC (ver Capítulo IV).

Distribución. Paraguay (Dellapé et al. 2011), Brasil (Azevedo & Carvalho 2004, 2006) y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-24): Salta: Orán, Chalicán, Cafayate; Jujuy: Calilegua, San Salvador, Gral. San Martín; Catamarca: Aconquija, El Rodeo; Tucumán: El Manantial, El Cadillal, Horco Molle, La Virginia, Los Ralos, Lules, San Miguel, Tapia, Villa Carmela, Yerba Buena, Famaillá, Tafi, Monteros, Acheral, Aguadita, El Siambon, Monte Bello; Córdoba: Espinillo, San José de la Dormida, Santa Isabel, Santa María del Río Seco, Los Molinos, Huerta Grande, Calamuchita, El Jagüel, El Sauce, Argüello, La Paz, La Falda, Alta Gracia, Cabania, Agua de Oro, Dique Los Molinos; Santa Fé: Garay, La Gallareta, Villa Ana; Mendoza: Tunuyán, Cacheuta; San Luis: Cortaderas; San Juan: San Martín; Formosa: Misión Laishi, Clorinda; Chaco: Resistencia; Misiones: Timbó, San Vicente, Puerto Bemberg; Corrientes: Monte Caseros, Paso de los Libres, Manantiales; Entre Ríos: Concepción del Uruguay; Buenos Aires: Magdalena, Rosas FC Sud, Tandil; Neuquén: Loncopué; Río Negro: Río Valcheta (Remes Lenicov et al. 1998, Luft Albarracin et al. 2008, Paradell et al. 2012). Primera cita para la provincia de Santiago del Estero: Río Hondo.

Se amplía el registro de distribución en las siguientes provincias: Salta: Valderamas; Córdoba: Río Cuarto, General Paz; Misiones: Loreto, Concepción; Entre Ríos: Concordia; Buenos Aires: La Plata, Los Hornos; Neuquén: Zapala.

***Tapajosa similis* (Melichar)**

Cuerna similis Melichar 1925

Tapajosa similis Young 1968 (n. comb.)

Diagnosis. (Figura II-12 O₃) Coloración dorsal castaña o castaña-rojiza; alas posteriores con vena R₂₊₃ incompleta; *aedeagus* simétrico, tallo aedeagal redondeado, del cual surgen un par de procesos dorsales en forma de arco y un par de procesos basales fuertemente curvados hacia la región anteroventral.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-42 A) con márgenes laterales ligeramente convergentes posteriormente; márgenes lateroposteriores levemente redondeados; margen posterior con tres lobulaciones medias, pequeñas y poco pronunciadas; superficie con numerosas microsetas dispersas; coloración castaña con pequeñas máculas claras irregulares. *Pygofer* (Figura II-42 B) en vista lateral, pronunciado posteriormente; margen posterior recto o ligeramente cóncavo, con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas dispersas y algunas macrosetas en la región posteroventral; coloración castaña con numerosas máculas claras irregulares. Valva ocho (Figura II-42 C) en vista lateral, rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias escamiformes organizadas en líneas oblicuas; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice agudo con dentículos en su margen ventral y dorsal (Figura II-42 E). Valva nueve (Figura II-42 D) en vista lateral, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal, margen dorsal ligeramente rectilíneo; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 25 dientes continuos, de forma triangular con el lado posterior alargado, con dentículos sobre su margen anterior y posterior; con ductos que llegan hasta cada diente (Figura II-42 H); ápice redondeado, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical conspicua (Figura II-42 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes basales. Gonocoxito ocho (Figura II-42 C,G) triangular; procesos espiniformes en el ángulo ventral y finas setas en el margen posterior. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes en la región

media y en el margen ventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaça, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Salta:** 1♀, 2/II/1899, S. Venturi col; 1♀, 24/II/1897, S. Venturi col; 1♂, 6/II/1897, S. Venturi col. **Jujuy:** 1♀, sin otros datos. **Tucumán:** 2♀♀ 3♂♂, sin otros datos. **Chaco:** 1♂, 11/XI/1899, S. Venturi col; 1♂, 12/XI/1899, S. Venturi col. **Misiones:** 1♀, 19/III/1899, S. Venturi col (**MACN**). **Salta:** Campo Quijano, 1♀, 16/II/1960, Ajmat & Bennasar cols; Cafayate, 1♂ 1 sin abdomen, I/1954, Hayward, Willink, Golbach cols. **Jujuy:** La Isla, 1♂, 27/II/1948, Willink & Monrós cols. **Tucumán:** La Mezada, 1♂, 10/XI/1947, Ares col; Horco Molle: 1♂, 20/XII/1965, Stange col; Trancas Tacanas, 1 sin abdomen, 3-17/XII/1968, Stange col. **Catamarca:** El Rodeo, 1♂, 8-28/II/1959, Golbach cols. **Entre Ríos:** Gualaguaychu, 1♂, Hacolo & Rossi cols (**IMLA**). **Tucumán:** Horco Molle, 1♀, 10/III/2003, trampa Malaise, Virla col; Las Tipas, 1♀, 2-28/II/2009, trampa Malaise, Virla col; El Manantial, 1♂, 28/II/2012, red entomológica sobre maleza asociada al cultivo de maíz, Virla col.

Biología. Generalmente las posturas las realizan sobre poáceas.

Plantas huéspedes. *Bromus* sp., *Lantana cámara* L., *Sorghum halepense* L. (Paradell *et al.* 2012).

Enemigos naturales. *Gonatocerus virlai* Triapitsyn, Logarzo, De León (Triapitsyn *et al.* 2010) (Hymenoptera: Mymaridae). Por exposición de posturas (posturas trampa) se colectaron los siguientes parasitoides: *G. tuberculifemur* (Ogloblin) (Hymenoptera: Mymaridae), una especie de *Zagella*, una especie de *Paracentrobia* y una especie de *Oligosita* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (Paradell *et al.* 2012).

Distribución. Brasil (Dellapé *et al.* 2011) y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-24): Salta: Cafayate, Campo Quijano, Coronel Moldes; Jujuy: La Isla; Catamarca: El Rodeo, Arroyo de Infanzón, El Alto; Tucumán: El Manantial, Las Tipas, La Mezada, Horco Molle, Trancas, San Pedro de Colalao, Monte Bello, Río Chico, Tafí Viejo. Chaco; Misiones; Entre Ríos: Gualaguaychú (Luft Albarracin *et al.* 2008, Paradell *et al.* 2012).

Género *Teletusa* Distant

Teletusa Distant 1908 (Especie tipo: *Teletusa paraguayensis* Distant 1908, por designación original)

Myogonia Melichar 1926 (Especie tipo: *Tettigonia limpida* Signoret 1855, por designación original, n.syn)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 9,5-11,5mm.

Cabeza. Margen anterior truncado en vista dorsal; longitud media de la corona menor que el ancho interocular; disco de la corona con una fóvea media amplia y una elevación en forma de “M” bordeando el margen posterior, superficie con pubescencia larga y fina; ocelos localizados detrás de la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales protuberantes en vista dorsal, cada uno con una fóvea longitudinal carenada dorsalmente, margen anterior abruptamente en declive; clípeo ligeramente deprimido en la porción media, con densa pubescencia larga y fina en la porción inferior; sutura transclipeal oculta; el clipelo forma un ángulo recto con el perfil del clípeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales subparalelos; disco rugoso y punteado, con pubescencia; margen posterior cóncavo; en vista lateral, con una carena dorsopleural ondulada; proepímero tan ancho como alto; meron expuesto; la región posterior del escutelo con pubescencia densa. Alas anteriores hialinas, usualmente con un área esfumada en la base de las celdas anteapicales, y ocasionalmente con áreas esfumadas adicionales; cuatro celdas apicales, la posición de la base de la tercera y cuarta celda es variable; tres celdas anteapicales; venación oscura; venas supernumerarias restringidas al margen costal apical; venas anales paralelas; las alas anteriores sobrepasan el ápice del abdomen. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior expandida y aplanada apicalmente; fórmula setal del fémur posterior 2:0:0; longitud del primer tarsómero menor a la longitud combinada del segundo y tercero.

Abdomen. En aspecto dorsal, corto, expandido lateralmente y ligeramente aplanado en ambos sexos, con áreas laterales visibles cuando las alas están en posición de reposo.

Genitalia masculina. *Pygofer* con el margen posterior redondeado o ligeramente cóncavo, con setas largas en la mitad posterior, sin procesos; placas subgenitales triangulares con ápice redondeado, separadas a lo largo de su longitud, con numerosas microsetas dispersas; conjuntiva IX-X membranosa; conectivo en

forma de “Y”, con los brazos más cortos que la parte media; estilos extendiéndose hasta el ápice del conectivo, con lóbulo preapical y ápice en forma de “L”; *aedeagus* simétrico con un par de lobulaciones apicales, sin procesos; paráfisis reducidas a un pequeño esclerito entre el conectivo y la base del *aedeagus*.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII angosto, el margen posterior con tres lobulaciones suaves.

Distribución. Neotropical

El género *Teletusa* es monotípico y en Argentina está presente su única especie.

***Teletusa limpida* (Signoret)**

Tettigonia limpida Signoret 1855

Tettigonia nigra Signoret 1855

Teletusa paraguayensis Distant 1908

Teletusa peruviana Distant 1908

Teletusa neotropica Distant 1908

Myogonia hyalina Schmidt 1928

Myogonia holzfussi Schmidt 1931

Teletusa limpida Young 1968 (n. comb.)

Diagnosis. (Figura II-12 P) Cuerpo con coloración general castaña oscura o negra, densamente piloso, sobre todo en el escutelo y porción inferior del clípeo; esternos abdominales, laterotergitos, tergo VII, VIII y *pygofer* variablemente marcados con amarillo.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-43 A) más ancho que largo; márgenes laterales paralelos; márgenes lateroposteriores ligeramente redondeados; margen posterior con una convexidad media cuyo margen posee tres lobulaciones poco pronunciadas; superficie con numerosas microsetas dispersas largas y finas; coloración oscura. *Pygofer* (Figura II-43 B) en vista lateral, corto, moderadamente pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral redondeado; superficie con microsetas largas y finas. Valva ocho en vista lateral, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice y AEV limitada a la porción apical, ambas formadas por estructuras tegumentarias lineales; ápice redondeado (Figura II-43 C). Valva nueve en vista lateral, ensanchada a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; rama extendiéndose hasta el ápice; margen dorsal con

más de 60 dientes no continuos, cuyo tamaño aumenta desde la zona ensanchada y decrece hacia el ápice, cada diente de forma cuadrangular, con dentículos sobre su margen dorsal; los ductos no llegan hasta los dientes (Figura II-43 F); ápice obtuso, con dentículos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical no evidente (Figura II-43 D). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice estrechamente redondeado; setas finas y largas en el margen ventral y en el ápice. Gonocoxito ocho (Figura II-43 E) subrectangular; con procesos espiniformes en la región ventral. Gonocoxito nueve: con procesos espiniformes en su superficie media y en su margen anteroventral.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** Puerto Bemberg, 1♂, III/1945, Hayward, Willink, Golbach cols (**IMLA**); Parque Nacional Iguazú, 1♀ 9♂♂, 19/XI/2008, trampa de agua, Zamudio & Colleselli Gomez de Olivera cols; Eldorado, Cueva Miní, 26°22,29'S 54°39,65'W, 5♂♂, 14/II/2012, colecta manual, Dellapé col.

Biología. Mimetismo relacionado con abejas de la familia Megachilidae (Mejdalani *et al.* 2002). En la localidad de Eldorado, provincia de Misiones, se observó una gran cantidad de machos de esta especie, en el barro de las huellas del camino adyacente al río Piray Miní.

Plantas huéspedes. *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil, Paraguay y **Argentina** (Figura II-18 H): Misiones: Puerto Bemberg, Puerto Iguazú (Young 1968, Freytag & Sharkey 2002, Mejdalani *et al.* 2002, Azevedo-Filho & Carvalho 2006, Paradell *et al.* 2012). Primera cita para Eldorado, Misiones.

Género *Tretogonia* Melichar

Tretogonia Melichar 1926 (Especie tipo: *Tettigonia pruinosa* Walker 1851, preoc, = *Tretogonia notatifrons* Melichar, por designación original)

Diagnosis.

Cuerpo no deprimido; longitud entre 10-12mm.

Cabeza. Margen anterior regularmente convexo o truncado en vista dorsal; longitud media de la corona mucho menor que el ancho interocular; disco de la corona sin pubescencia; ocelos localizados sobre o ligeramente detrás de la línea entre los ángulos anteriores de los ojos; la sutura clipeal lateral se extiende hasta la corona y llega a los ocelos; puentes antenales apenas protuberantes en vista dorsal, cada uno con una fóvea longitudinal carenada dorsalmente, margen anterior gradualmente inclinado; clipeo aplanado con fina pubescencia; sutura transclipeal obsoleta; clipelo ligeramente protuberante, su contorno no se continua con el perfil del clipeo.

Tórax. Ancho del pronoto menor que el ancho transocular, con márgenes laterales paralelos; disco con numerosas fosas (*pits*) profundas, sin pubescencia conspicua; margen posterior casi siempre convexo y extendido posteriormente, llegando o excediendo el surco transversal del escutelo; proepímero tan ancho como alto; meron expuesto, metaepímero oculto o expuesto, con una proyección en forma de repisa o estante; escutelo con estriaciones transversales detrás del surco transversal. Alas anteriores fuertemente coriáceas y con fosas (*pits*), con membrana apical que incluye a las celdas apicales y la porción distal de las anteapicales; cuatro celdas apicales, la base de la cuarta más proximal que la base de la tercera; tres celdas anteapicales; venas anales paralelas, la interna a menudo oscura; en las hembras, las alas en reposo ocultan el ovipositor. Alas posteriores con vena R_{2+3} incompleta. Tibia anterior cilíndrica; fórmula setal del fémur posterior 2:1:1 ó 2:1:0, raramente 2:1:1:1; longitud del primer tarsómero igual o mayor que la longitud combinada del segundo y tercero.

Genitalia masculina. *Pygofer* moderadamente desarrollado, con el ápice redondeado o anguloso, el patrón de setación es variable interespecíficamente, en general, con varias macrosetas intercaladas entre las microsetas, con un proceso que se origina del margen ventral a cada lado; placas subgenitales triangulares, cuya longitud respecto al ápice del *pygofer* varía interespecíficamente, separadas entre sí a lo largo de su longitud, con numerosas microsetas dispersas y algunas macrosetas;

conjuntiva IX-X membranosa; conectivo “papilioniforme” (según Young 1968) o en forma de “Y”, con los brazos ampliamente divergentes y quilla media; estilos sobrepasan el ápice del conectivo, con lóbulo preapical y ápice variable; *aedeagus* simétrico, tallo robusto, con o sin procesos; paráfisis ausentes.

Genitalia femenina. Esternito abdominal VII generalmente con el margen posterior emarginado superficialmente y con un leve lóbulo mediano.

Comentario. En general, las especies de *Tretogonia* tienen coloración grisácea o parduzca, frecuentemente con el cuerpo cubierto de brocosomas tegumentarios, observándose como una densa capa cerosa blanquecina. La presencia de una mancha amarilla en el clípeo es variable dentro de algunas especies.

Distribución. Neotropical.

El género *Tretogonia* posee 13 especies descritas de las cuales cinco, están presentes en Argentina.

***Tretogonia bergi* Young**

Tretogonia bergi Young 1968

Diagnosis. (Figura II-12 Q₁) *Pygofer* de los machos con procesos fuertemente curvados basalmente, en vista ventral subparalelos; estilos truncados apicalmente; *aedeagus* con un par de procesos basales alargados.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-44 A) con márgenes laterales paralelos; márgenes lateroposteriores cuadrangulares; margen posterior con una emarginación media amplia y poco profunda; superficie con numerosas microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-44 B) en vista lateral, poco pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas dispersas y macrosetas concentradas en la región posterior. Valva ocho (Figura II-44 C) en vista lateral, ligeramente ensanchada a partir de la curvatura basal y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias lineales; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas irregularmente; ápice agudo con dentículos en su margen dorsal y ventral (Figura II-44 E). Valva nueve (Figura II-44 D) en vista lateral, levemente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama llegando hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente

26 dientes continuos, subrectangulares, con denticulos sobre su margen anterior y posterior; con ductos que llegan hasta cada diente (Figura II-44 H); ápice redondeado, con denticulos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco evidente (Figura II-44 F). Gonoplaca, porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes en todo su margen ventral. Gonocoxito ocho (Figura II-44 G) subcuadrado; con procesos espiniformes ventrales. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en su superficie media y en su margen anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Misiones:** 3♂♂, sin otros datos. **Corrientes:** Ituzaingó, 2♂♂; Goya, 1♂; Paso de la Patria, 1♂ (**MACN**); Mburucuyá, 2♀♀ 15♂♂ 2 sin abdomen, 23/XI/1957, Biraben col; 2♂♂, sobre arroz, Trujillo col. **Entre Ríos:** La Paz, 1♀, II/1930, Bosq col (**MLP**); Federación, 30°58'6''S 57°56'38''W, 1♂, 4/I/2008, trampa de luz, C.H. Dietrich col, AR 2-1 (**INHS**).

Plantas huéspedes. *Oryza sativa* L. (Remes Lenicov & Tesón 1985), *Citrus sinensis* L. Obs (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006).

Distribución. Brasil, Paraguay, Uruguay y **Argentina** (Figura II-25): Formosa (Young 1968); Corrientes: Mburucuyá; Entre Ríos: La Paz (Remes Lenicov & Tesón 1985); Misiones (Paradell *et al.* 2012). Se amplía el registro de distribución para las provincias de Corrientes: Ituzaingó, Goya, Paso de la Patria y Entre Ríos: Federación.

Tretogonia callifera Melichar

Tretogonia callifera Melichar 1926

Diagnosis. (Figura II-12 Q₂) *Pygofer* de los machos en vista ventral, con procesos puntiagudos curvados hacia la línea media del cuerpo sin sobrepasarla; estilos truncados apicalmente; *aedeagus* con un par de procesos alargados basales.

Material estudiado. **ARGENTINA. Formosa:** Clorinda, 7 ejemplares, XI/1947; Mojón de Fierro, 2♂♂, XII/1948, Golbach col (**IMLA**).

Distribución. Colombia (Takiya 2008), Guyana Francesa, Surinam, Perú, Bolivia, Brasil (Young, 1968), Paraguay (Dellapé *et al.* 2011) y **Argentina** (Figura II-25): Formosa: Clorinda, Mojón de Fierro (Paradell *et al.* 2012).

***Tretogonia cribata* Melichar**

Tretogonia cribata Melichar 1926

Diagnosis. (Figura II-12 Q₃) *Pygofer* de los machos en vista ventral, con procesos puntiagudos curvados hacia la línea media del cuerpo sin sobrepasarla; estilos cóncavos apicalmente; *aedeagus* con un par de procesos basales alargados.

Material estudiado. **ARGENTINA. Corrientes:** 14♀♀ 9♂♂, 2 sin abdomen, II/1959, Biraben col; **Chaco:** 2♀♀ 1♂, III/1959, Parko col (**MLP**).

Plantas huéspedes. *Eleocharis sellowiana* Kunth, *Rhynchospora* sp., *Typha dominguensis* Pers (Takiya 2008).

Distribución. Guyana Francesa, Perú, Bolivia, Brasil (Young 1968) y **Argentina** (Figura II-25): Corrientes; Chaco (Paradell *et al.* 2012).

***Tretogonia dentalis* Emmrich**

Tretogonia dentalis Emmrich 1988

Diagnosis. (Figura II-12 Q₄) *Pygofer* de los machos en vista ventral, con procesos puntiagudos con ápice dentado, curvados hacia la línea media del cuerpo sin sobrepasarla; estilos redondeados apicalmente; *aedeagus* con un par de procesos pequeños dentiformes en el ápice del tallo.

Material estudiado. **ARGENTINA. Corrientes:** Parque Nacional Mburucuyá, 1♀, 28°2'12''S 58°6'34''W, 8/II/2008, C.H. Dietrich col, AR 9-8. **Chaco:** Parque Nacional Chaco, 26°48'50''S 59°36'52''W, 1♂, 10/II/2008, C.H. Dietrich col, AR 10-5 (**MLP**); Parque Nacional Chaco, 26°48'50''S 59°36'52''W, 1♀, 10/II/2008, C.H. Dietrich col, AR 10-6 (**INHS**).

Distribución. Paraguay (Emmrich 1988). Primera cita para **Argentina** (Figura II-25): Corrientes: Mburucuyá; Chaco: PN Chaco.

***Tretogonia notatifrons* Melichar**

Tettigonia pruinosa Walker 1851 (Preoc.)

Tretogonia notatifrons Melichar 1926

Tettigonia walker Metcalf 1965 (n.nov.)

Diagnosis. (Figura II-12 Q₅) *Pygofer* de los machos en vista ventral, con procesos puntiagudos curvados, entrecruzados en la línea media del cuerpo; estilos redondeados apicalmente; *aedeagus* con un par de procesos basales alargados.

Genitalia femenina. Esternito VII (Figura II-45 A) con márgenes laterales casi paralelos; márgenes lateroposteriores estrechamente redondeados; margen posterior con una emarginación media amplia y poco profunda; superficie con numerosas microsetas dispersas. *Pygofer* (Figura II-45 B) en vista lateral, poco pronunciado posteriormente; margen posterior recto con el ángulo ventral levemente redondeado; superficie con microsetas dispersas y macrosetas concentradas en la región ventral y posterior. Valva ocho (Figura II-45 C) en vista lateral, rectilínea y estrechándose hacia el ápice; AED extendiéndose desde la curvatura basal hasta el ápice, formada por estructuras tegumentarias lineales; AEV limitada a la porción apical, formada por estructuras tegumentarias escamiformes dispuestas en líneas oblicuas; ápice agudo con denticulos en su margen dorsal y ventral (Figura II-45 E). Valva nueve (Figura II-45 D) en vista lateral, levemente ensanchada a partir de la curvatura basal; rama llegando hasta el ápice; margen dorsal con aproximadamente 30 dientes continuos, subtriangulares con el lado posterior alargado, con denticulos sobre su margen anterior y posterior; ductos llegando hasta cada diente (Figura II-45 H); ápice redondeado, con denticulos sobre su margen ventral y dorsal; prominencia preapical poco evidente (Figura II-45 F). Gonoplaca (Figura II-45 B) porción anterior estrecha y posterior ensanchada; ápice redondeado; procesos espiniformes en todo su margen ventral. Gonocoxito ocho (Figura II-45 G) subcuadrado; con procesos espiniformes ventrales. Gonocoxito nueve con procesos espiniformes pequeños en su superficie media y en su margen anteroventral; área adyacente al punto de articulación con la gonoplaca, con un grupo de setas robustas.

Material estudiado. **ARGENTINA. Chaco:** 1♂, sin otros datos; 2♂♂, 17/XI/1897, S. Venturi col. **Santa Fé:** Dep. Garay, 3♀♀ 3♂♂, XI/1942, Viana col; Dep. Garay, 1♀ 1♂, XII/1942, Viana col. **Misiones:** 1♂, 25/III/1897, S. Venturi col; 1♂, 18/III/1897, S. Venturi col; 1♂, 3/III/1897, S. Venturi col; Posadas, 1♂. **Corrientes:** 1♂, sin otros datos; Ita Ibaté, 1♂; Paso de la Patria, 2♂♂; 1♂, 1917, Raquel Bianchi col; San Cosme, 3♀♀ 3♂♂, V/1937, Wurth col (**MACN**); 2♀♀ 1♂, 27/III/1959, Ajmat & Bennasar cols (**IMLA**). **Misiones:** Iguazú, 1♀; San Ignacio, 1♀, 8/XII/1941, Biraben & Bezzi cols. **Corrientes:** 5♀♀ 6♂♂ 1 sin abdomen, Trujillo col; 1♂, 15-30/II/1959, Biraben col; Corrientes, 3♀♀, 28/XI/1957, Biraben col; Manantiales, 1♀, 1-10/III/1959, Biraben col. **Santa Fé:** 1♀, sin otros datos. **Entre Ríos:** La Paz, 1 sin abdomen, II/1930. **Formosa:** 8♀♀ 1♂, 2/XII/1953, Biraben col; Las Ocas, El Refugio, 1♂,

19/II/1939, Denier col; 1♀, II/1936, Viana col. **Chaco:** Sáenz Peña, 1♂, 2/XII/1953, Biraben col, Sáenz Peña, 3♀♀, Mallo col; Resistencia, 2♀♀ 2♂♂ 2 sin abdomen, 20/II/1953, Morinigo col; Resistencia, 1♀, Biraben & Bezzi cols; Puerto Barranqueras, 11♀♀ 8♂♂ 4 sin abdomen, 2/XII/1939, Biraben & Bezzi cols; Estancia Anello Zapallar, 1♀ 2♂♂ 1 sin abdomen, 10-15/III/1959, Biraben col; Parque Nacional Chaco, 26°48'50''S 59°36'52''W, 1♂, 10/II/2008, C.H. Dietrich col, AR 10-2 (**MLP**). **Corrientes:** Parque Nacional Mburucuyá, 28°2'12''S 58°6'34''W, 2♂♂, 8/II/2008, C.H. Dietrich col, AR 9-8, AR 9-10 (**INHS**). **Formosa:** Ruta 11 Km 1020, 2♀♀ 7♂♂, 12/XII/2008, Logarzo & Palottini col. **Entre Ríos:** Concordia, 1♀, 16/VIII/2011, trampa de agua en cultivo de arándanos, Bouvet col.; Concordia, 1♀ 1♂, IX/2008, trampa adhesiva sobre cultivo de naranja dulce, Bouvet col. **Buenos Aires:** Berisso, 1♀, IV/2008, Álvarez col.

Plantas huéspedes. *Daucus carota* L., *Rauwolfia ligustrina* R.& S., *Helianthus annuus* L., *Gossypium* sp., *Oryza sativa* L., *Zea mays* L., *Capsicum annuum* L., *Solanum gracile* Otto, *Solanum sisymbriifolium* Lam. (Zanol & Menezes 1982, Remes Lenicov & Tesón 1985, Paradell *et al.* 2012). Primera cita sobre *Vaccinium corymbosum* L. “arándano” y *Citrus sinensis* L. Osb. “naranja dulce”.

Enemigos naturales. Strepsiptera de la familia Halictophagidae (Remes Lenicov & Tesón 1985), *Gonatocerus logarzo* Triapitsyn, *G. virilai* Triapitsyn, Logarzo, de León, *G. annulicornis* (Ogloblin) (Hymenoptera: Mymaridae) (Triapitsyn *et al.* 2010, Paradell *et al.* 2012).

Distribución. Ecuador, Guyana Francesa, Surinam, Brasil, Bolivia, Paraguay y **Argentina** (Young 1968) (Figura II-25): Misiones: Iguazú, Apóstoles, San José, San Ignacio, Posadas; Corrientes: Manantiales, Ita Ibaté, Paso de la Patria, San Cosme; Entre Ríos: La Paz; Chaco: Sáenz Peña, Colonia Benítez, Resistencia, Barranqueras, Zapallar; Formosa: Clorinda, Misión Laishi, Mojón de Fierro, Las Ocas, El Refugio; Córdoba; Santa Fé: Garay; Buenos Aires (Remes Lenicov & Tesón 1985, Paradell *et al.* 2012). Se amplía la distribución para las provincias de Chaco: PN Chaco; Corrientes: PN Mburucuyá; Entre Ríos: Concordia; Buenos Aires: Berisso.

CONCLUSIONES

En éste capítulo se cita por primera vez para la fauna argentina al género *Propetes* y a cuatro especies de proconinos: *Acrogonia citrina*, *Molomea confluens*, *Propetes schmidtii* y *Tretogonia dentalis*. Esto, sumado al conocimiento previo, indica que la tribu Proconiini está representada en Argentina por 18 géneros y 44 especies.

Se presenta una clave para la identificación de los 18 géneros de proconinos, la sinonimia y la diagnosis de cada uno de ellos.

Para cada una de las especies estudiadas, se proporciona la sinonimia correspondiente, una diagnosis y se reúne toda la información conocida acerca de la biología, plantas huéspedes, enemigos naturales, importancia fitosanitaria y distribución geográfica. Además, se aporta nueva información: se amplía el registro de distribución para 16 especies; se proporcionan nuevos datos biológicos para seis especies, se describe la estructura de los brocosomas de dos especies; se mencionan nuevas asociaciones con plantas huéspedes para cuatro especies, nuevos registros de enemigos naturales para dos especies y de importancia económica para tres especies de Proconiini.

Se describen e ilustran los caracteres de la genitalia femenina de 20 especies de Proconiini: *A. virescens*, *A. centrolínea*, *A. conspersa*, *A. obsoleta*, *A. quadripunctata*, *D. missionum*, *E. speculífera*, *H. ignorata*, *M. confluens*, *M. consolidata*, *M. lineiceps*, *O. facialis*, *O. tucumana*, *P. amblardii*, *T. doeringi*, *T. rubromarginata*, *T. similis*, *T. límpida*, *T. bergi* y *T. notatifrons*.

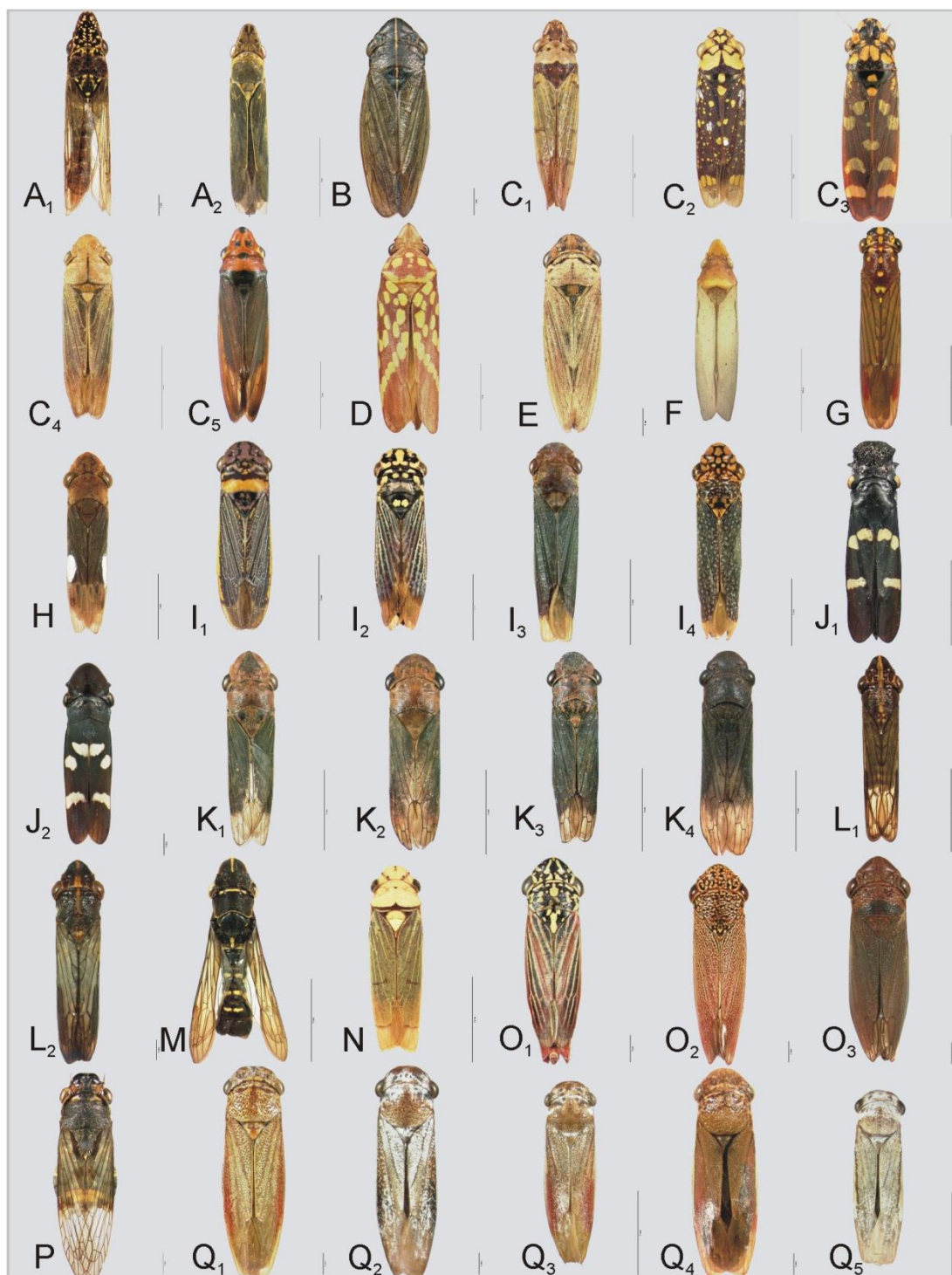


Figura II - 12. Especies de Proconiini presentes en Argentina. (A₁) *Acrogonia citrina*, (A₂) *A. virescens*, (B) *Anacuerna centrolinea*, (C₁) *Aulacizes basal*, (C₂) *A. conspersa*, (C₃) *A. insistans*, (C₄) *A. obsoleta*, (C₅) *A. quadripunctata*, (D) *Cicciana latreillei*, (E) *Dechacona missionum*, (F) *Diestostemma ptyloca*, (G) *Egidemia speculifera*, (H) *Homalodisca ignorata*, (I₁) *Molomea cincta*, (I₂) *M. confluens*, (I₃) *M. consolidata*, (I₄) *M. lineiceps*, (J₁) *Ochrostacta diadema*, (J₂) *O. physocephala*, (K₁) *Oncometopia facialis*, (K₂) *O. fusca*, (K₃) *O. tucumana*, (K₄) *O. venata*, (L₁) *Phera carbonaria*, (L₂) *P. obtusifrons*, (M) *Propetes schmidtii*, (N) *Pseudometopia amblardii*, (O₁) *Tapajosa doeringi*, (O₂) *T. rubromarginata*, (O₃) *T. similis*, (P) *Teletusa límpida*, (Q₁) *Tretogonia bergi*, (Q₂) *T. callifera*, (Q₃) *T. cribata*, (Q₄) *T. dentalis*, (Q₅) *T. notatifrons* (Fotografías modificadas de Wilson et al. 2009). Escala 1mm: A₁, B, E, J₂, L₂, O₁₋₃, P, Q₁, Q₂, Q₄; 5mm: A₂, C₁₋₅, D, G, H, I₁₋₄, K₁₋₄, L₁, M, N, Q₃, Q₅; 10mm: F.

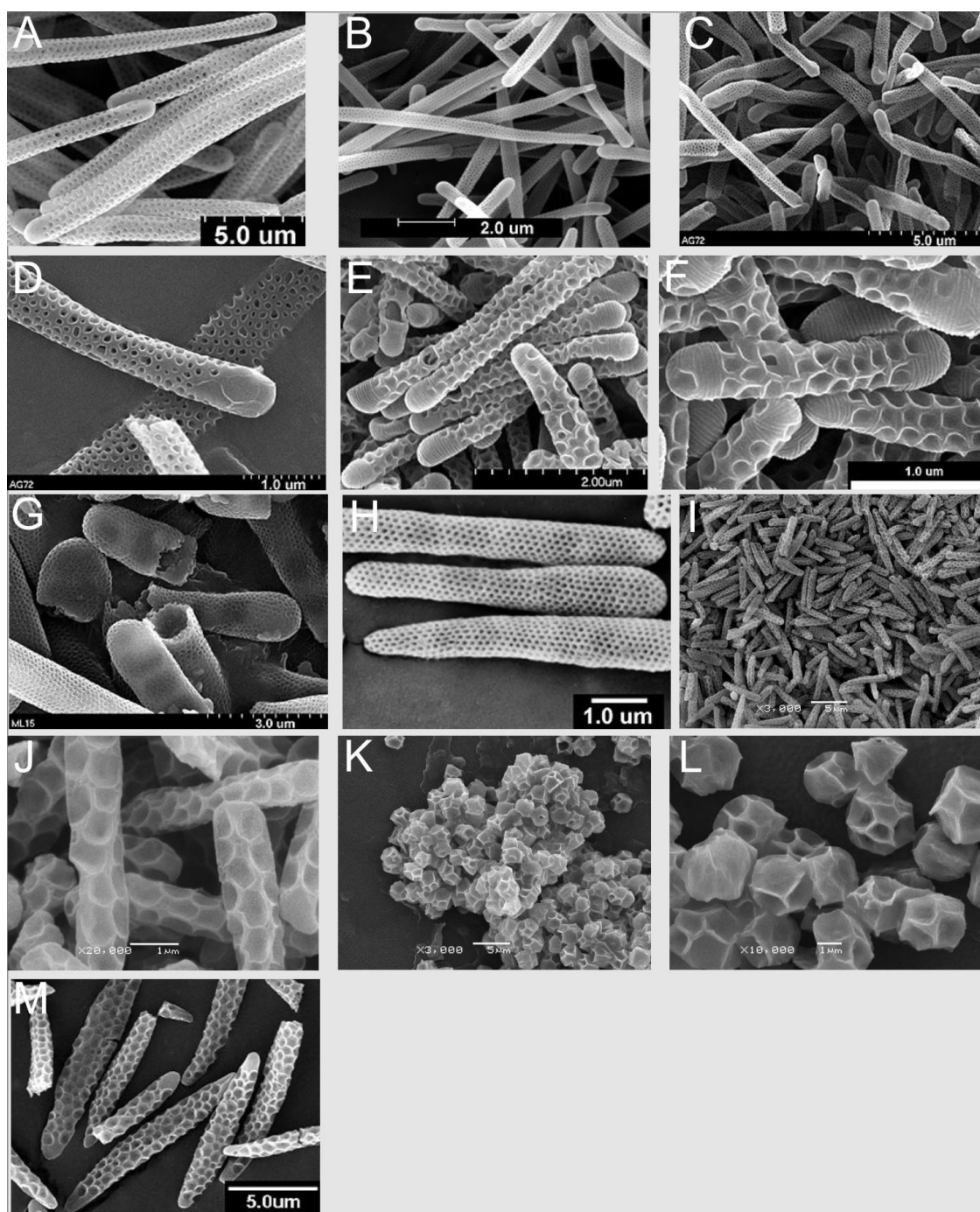


Figura II - 13. Brocosomas de huevos. (A,B) *Acrogonia citrina*, (C,D) *Acrogonia virescens*, (E,F) *Homalodisca ignorata*, (G,H) *Molomea consolidata*, (I,J) *Molomea lineiceps*, (K, L) *Tapajosa rubromarginata*, (M) *Oncometopia rubescens*. (A-H y M, modificadas de Rakitov 2006; I-L, fotografías tomadas con el Microscopio Electrónico de Barrido del Museo de La Plata).

Escala 1 μm: D, F, H, J, L; 2 μm: B, E; 3 μm: G; 5 μm: A, C, I, K, M.

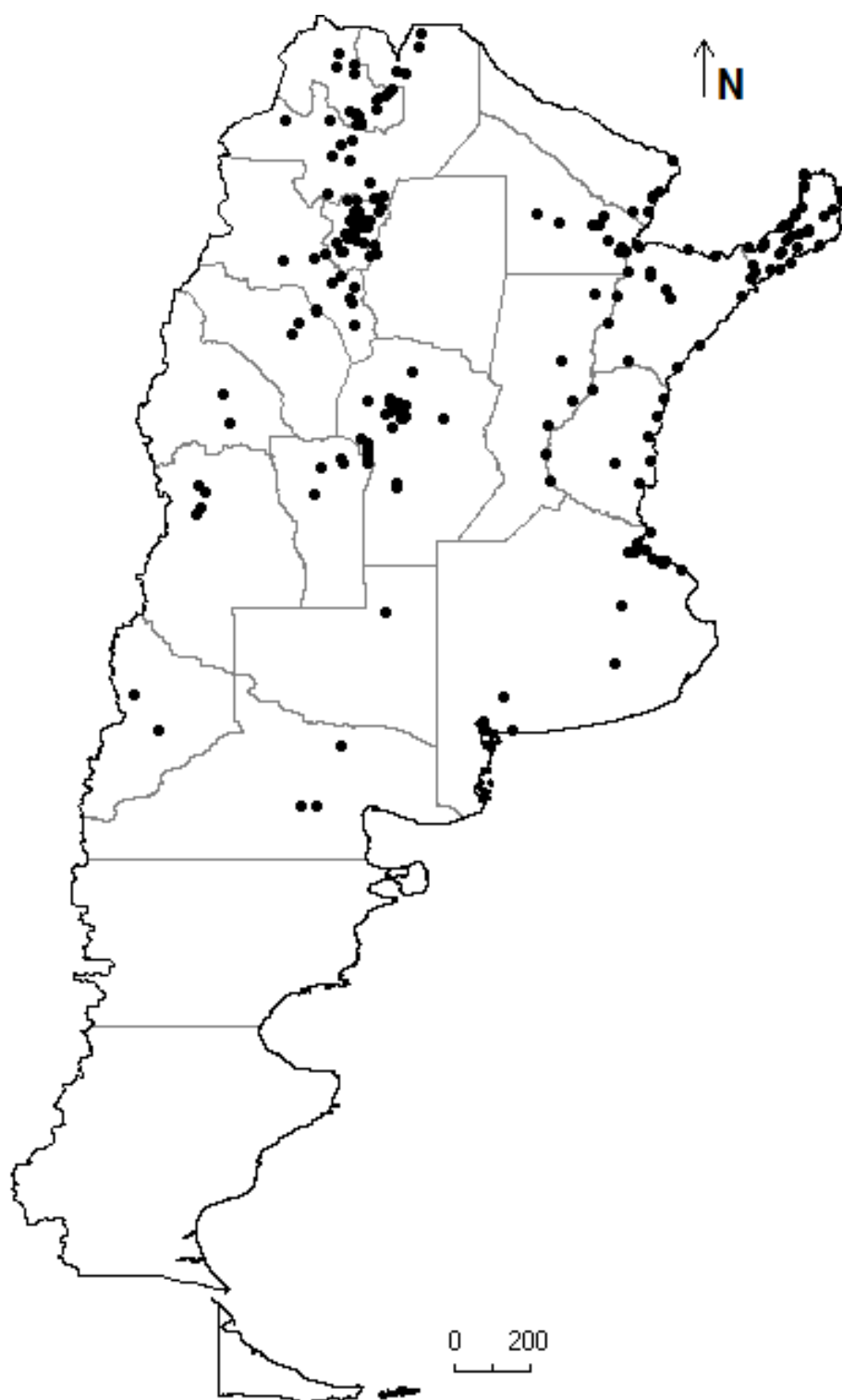


Figura II - 14. Distribución conocida de la tribu Proconiini en Argentina.



Figura II - 15. Distribución conocida del género *Acrogonia* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): ● *A. citrina*, ■ *A. flaveoloides*, ▲ *A. virescens*.

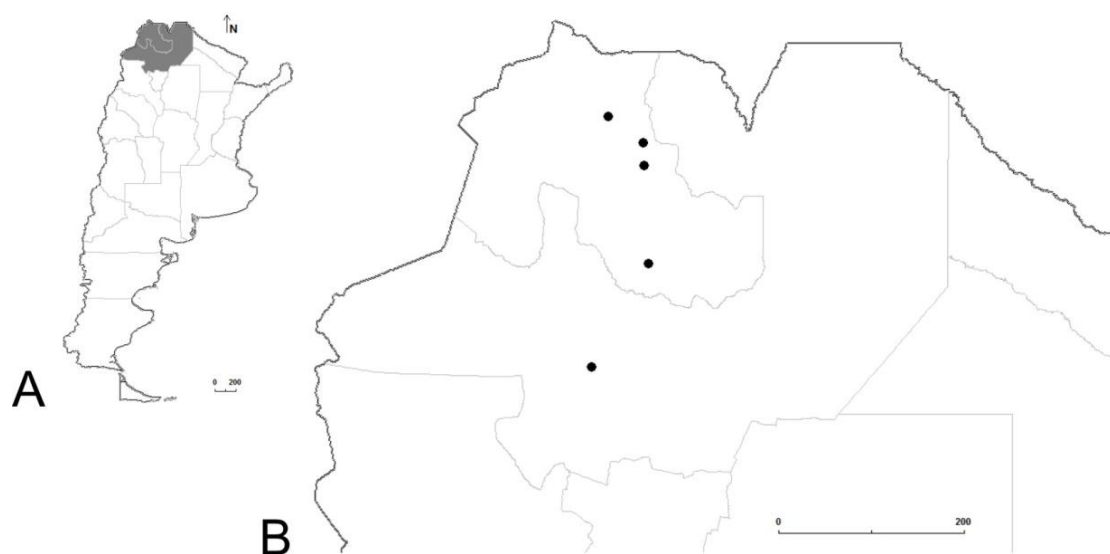


Figura II - 16. Distribución conocida de *Anacuerna centrolínea* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B).

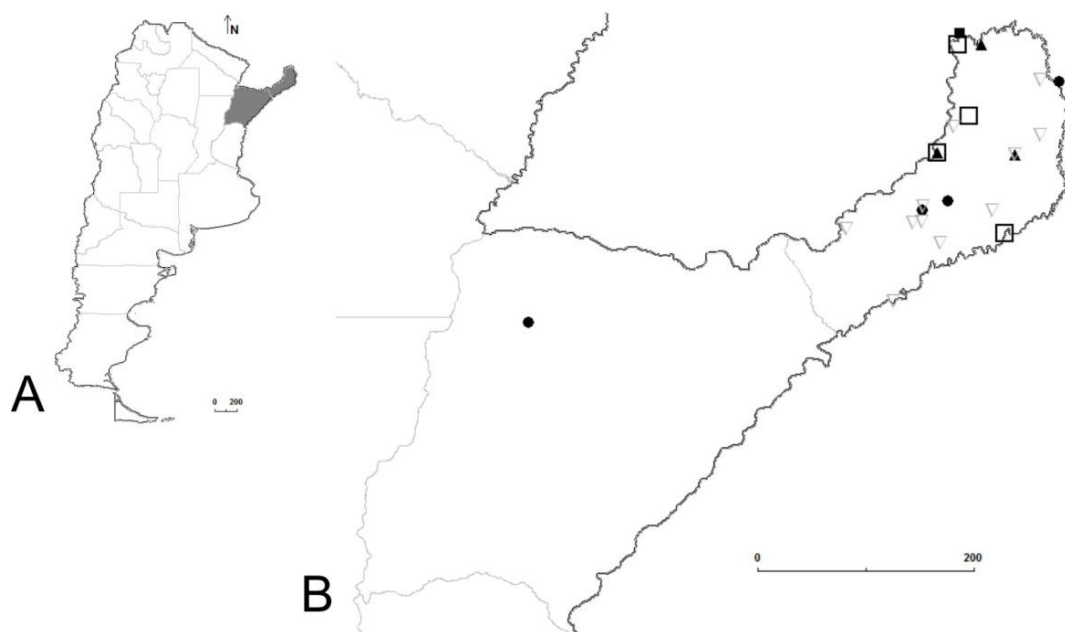


Figura II - 17. Distribución conocida del género *Aulacizes* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): ● *A. basalís*, ▲ *A. conspersa*, ■ *A. insistans*, □ *A. obsoleta*, ▽ *A. quadripunctata*.

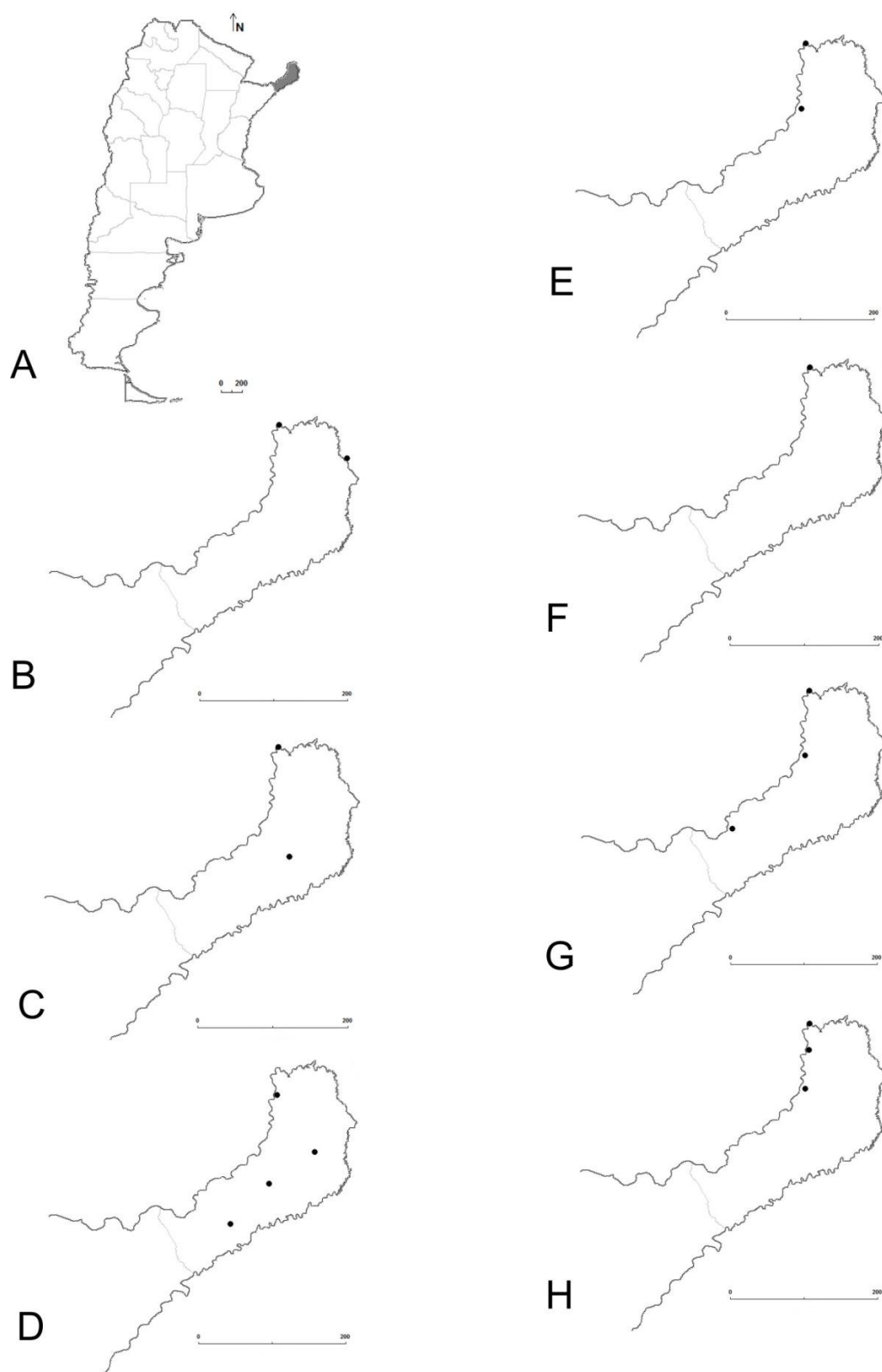


Figura II - 18. Distribución conocida de cinco géneros de Proconiini en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en el resto de las figuras: (B) *Cicciana latreillei*, (C) *Diestostemma ptyloca*, (D) *Egidemia speculifera*, (E) *Homalodisca ignorata*, (F) *Propetes schmidtii*, (G) *Pseudometopia amblardii*, (H) *Teletusa límpida*.



Figura II - 19. Distribución conocida de *Dechacona missionum* en Argentina.

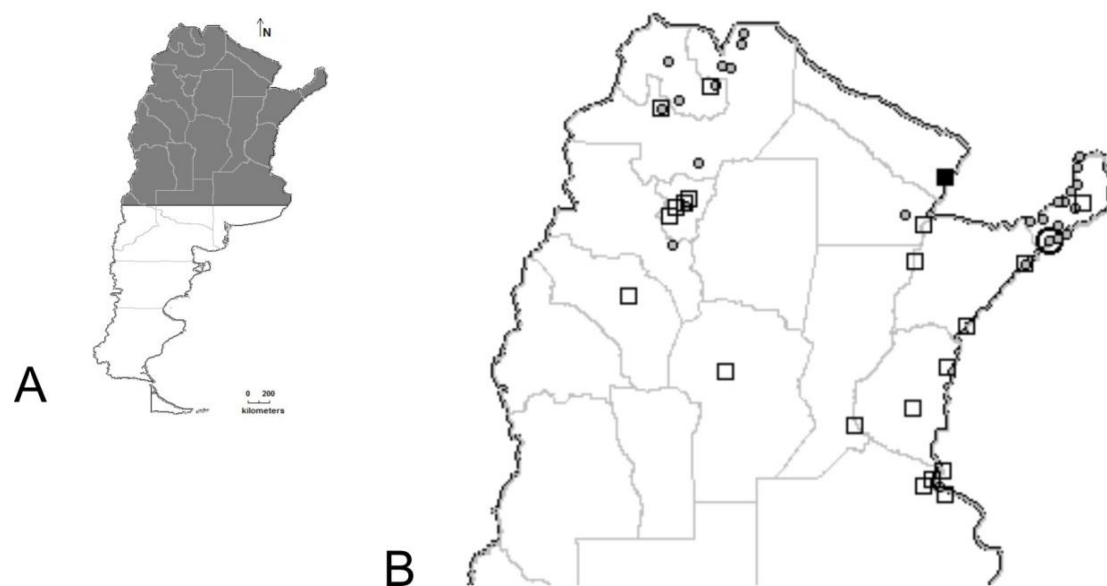


Figura II - 20. Distribución conocida del género *Molomea* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): ■ *M. cincta*, ○ *M. confluens*, ● *M. consolidata*, □ *M. lineiceps*.

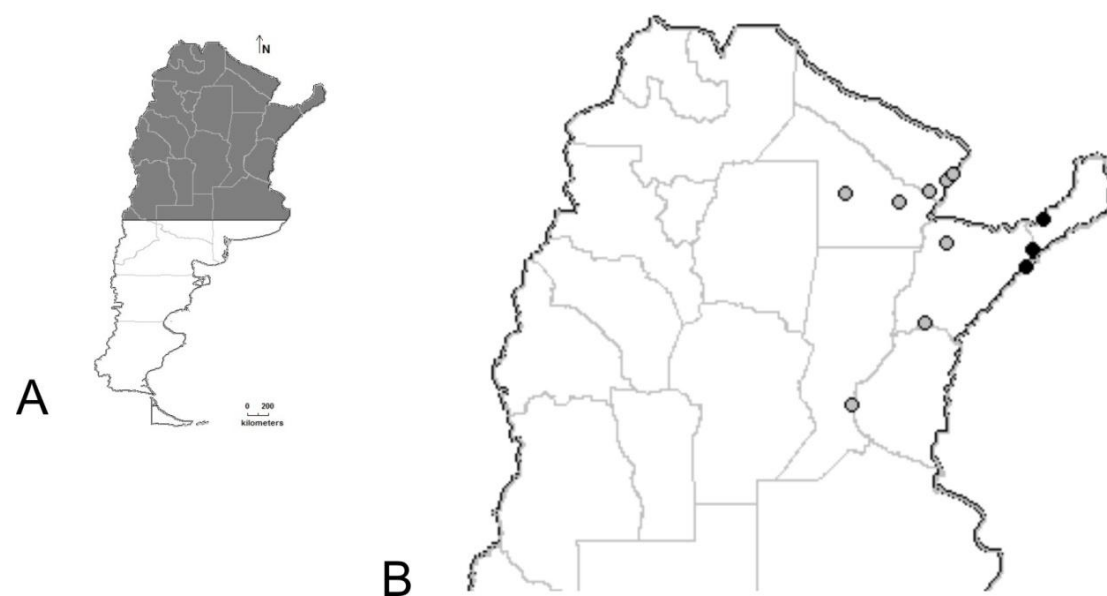


Figura II - 21. Distribución conocida del género *Ochrostacta* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): ● *O. diadema*, ● *O. physocephala*.



Figura II - 22. Distribución conocida del género *Oncometopia* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): ■ *O. expansa*, ▽ *O. facialis*, ▲ *O. fusca*, ▲ *O. rubescens*, ● *O. tucumana*, ● *O. venata*.

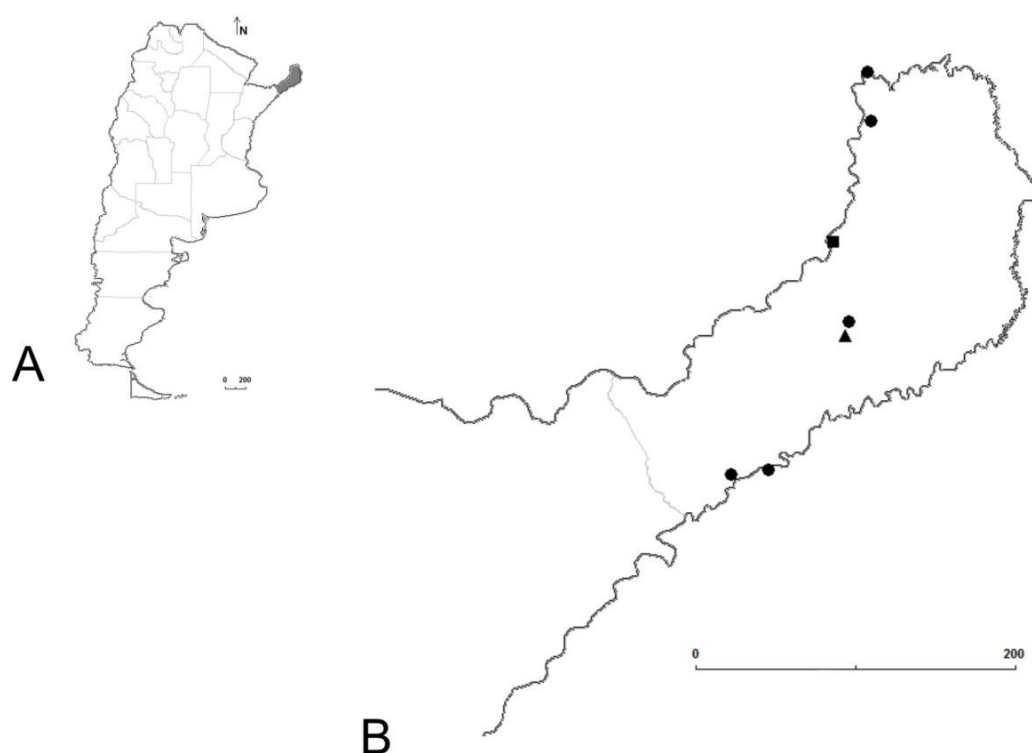


Figura II - 23. Distribución conocida del género *Phera* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): ● *P. carbonaria*, ■ *P. centrolineata*, ▲ *P. obtusifrons*.

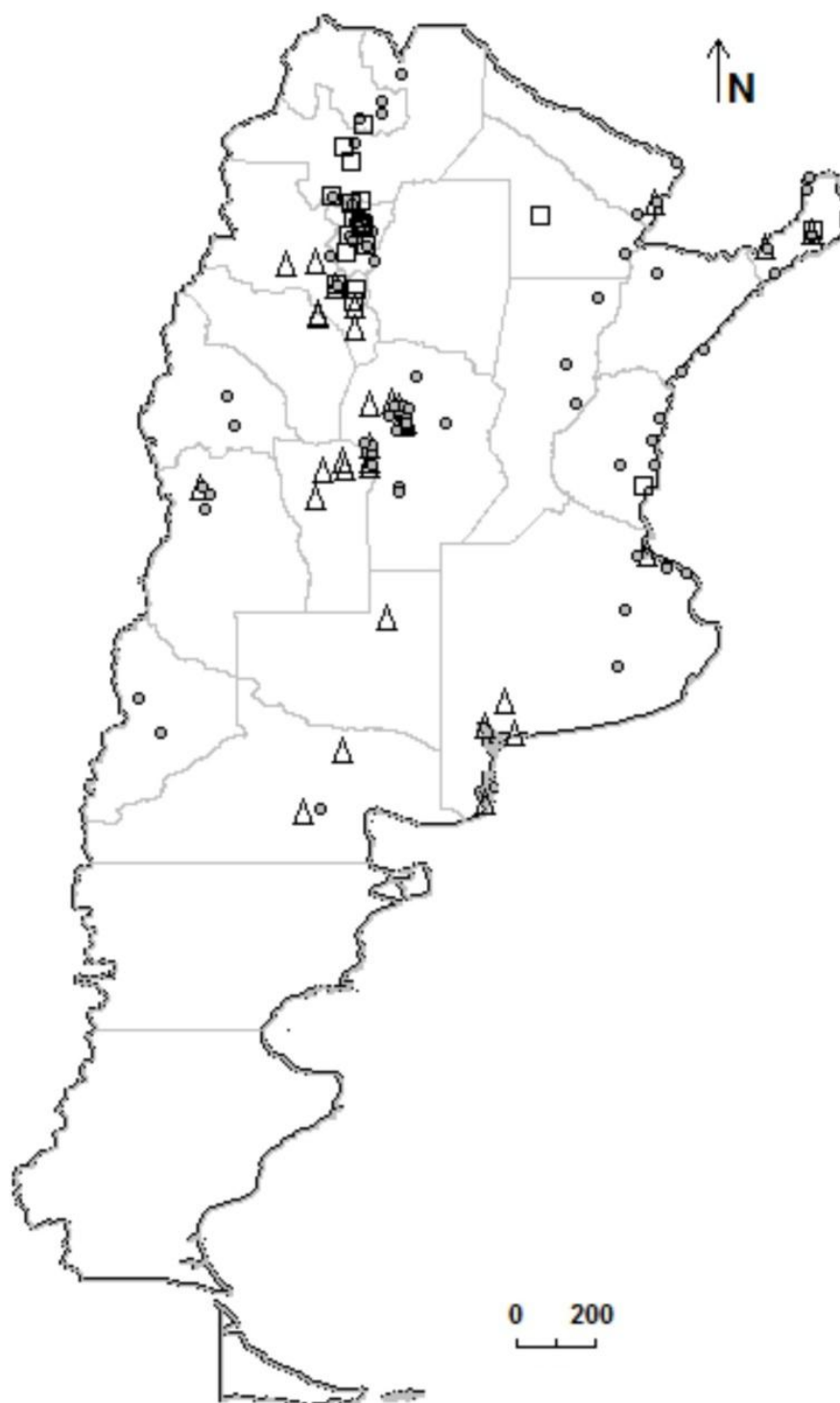


Figura II - 24. Distribución conocida del género *Tapajosa* en Argentina: Δ *T. doeringi*, ● *T. rubromarginata*, □ *T. similis*.

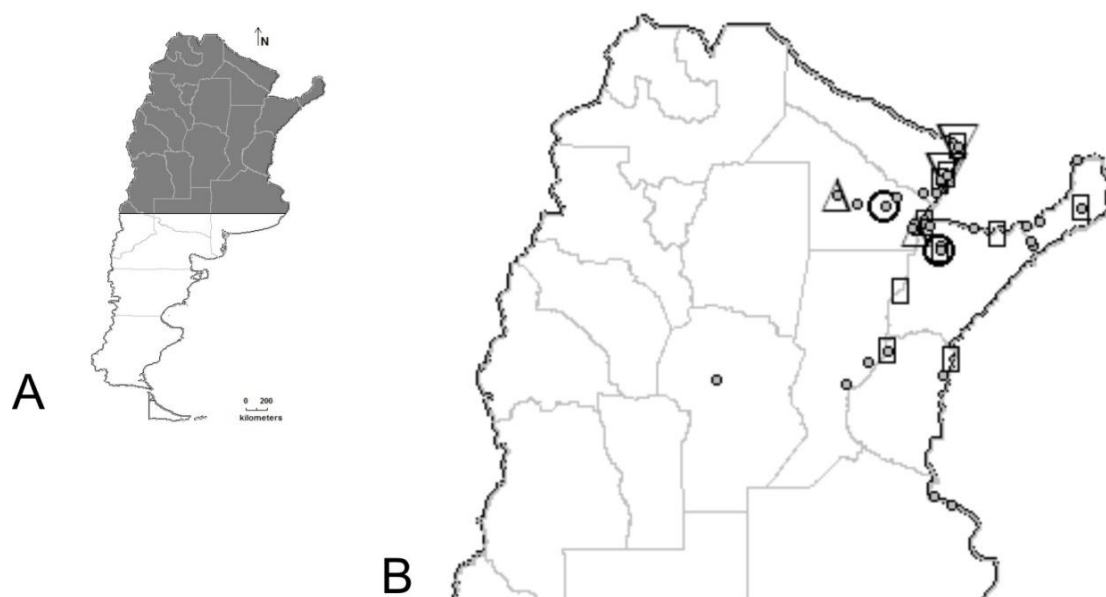


Figura II - 25. Distribución conocida del género *Tretogonia* en Argentina. En (A) se marca la zona ampliada en (B): □ *T. bergi*, ▽ *T. callifera*, △ *T. cribata*, ○ *T. dentalis*, ● *T. notatifrons*.

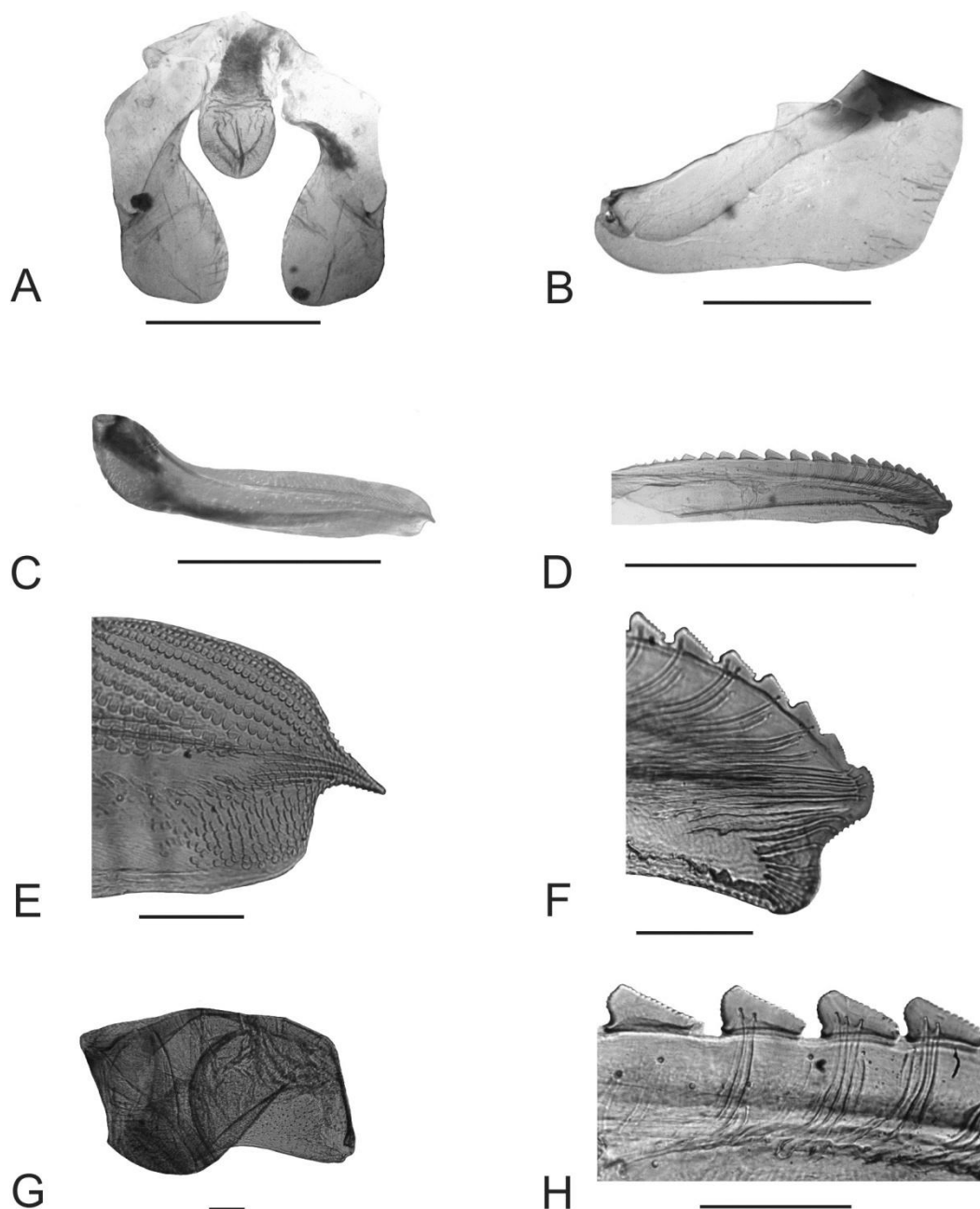


Figura II - 26. Genitalia de la hembra de *Acrogonia virescens*. (A) Esternito VII, (B) pygofer y gonoplaca, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

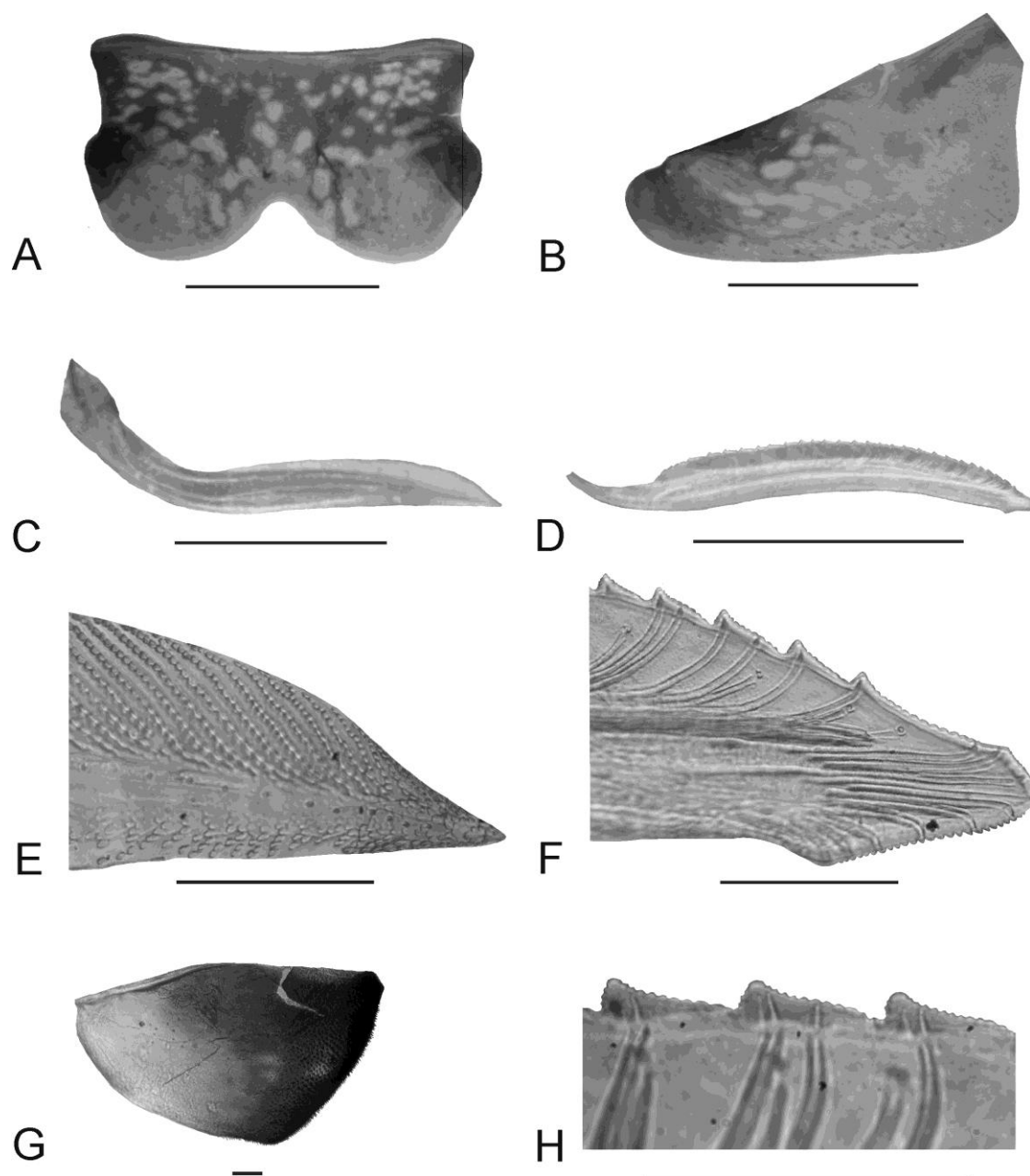


Figura II - 27. Genitalia de la hembra de *Anacuerna centrolinea*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

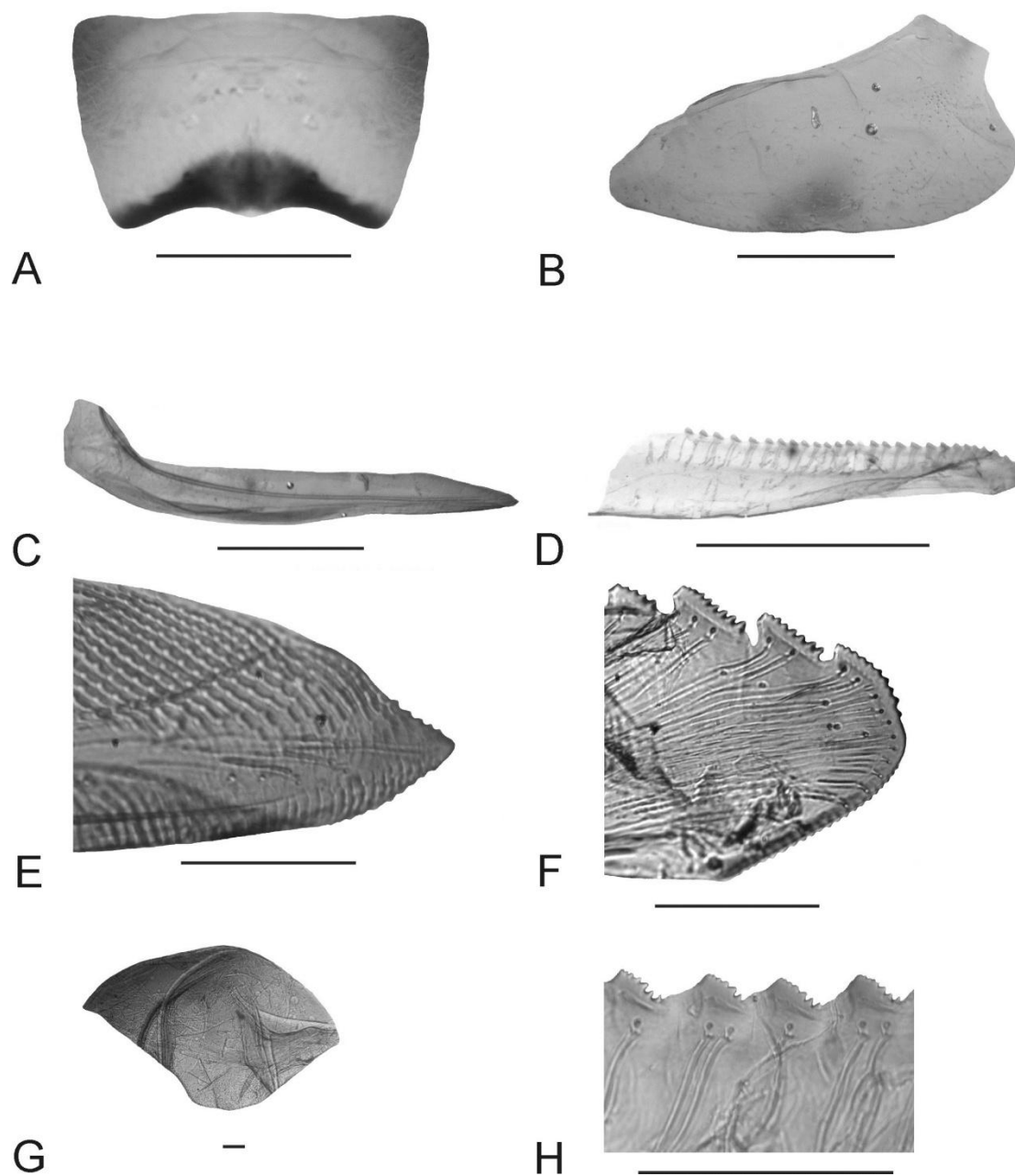


Figura II - 28. Genitalia de la hembra de *Aulacizes conspersa*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

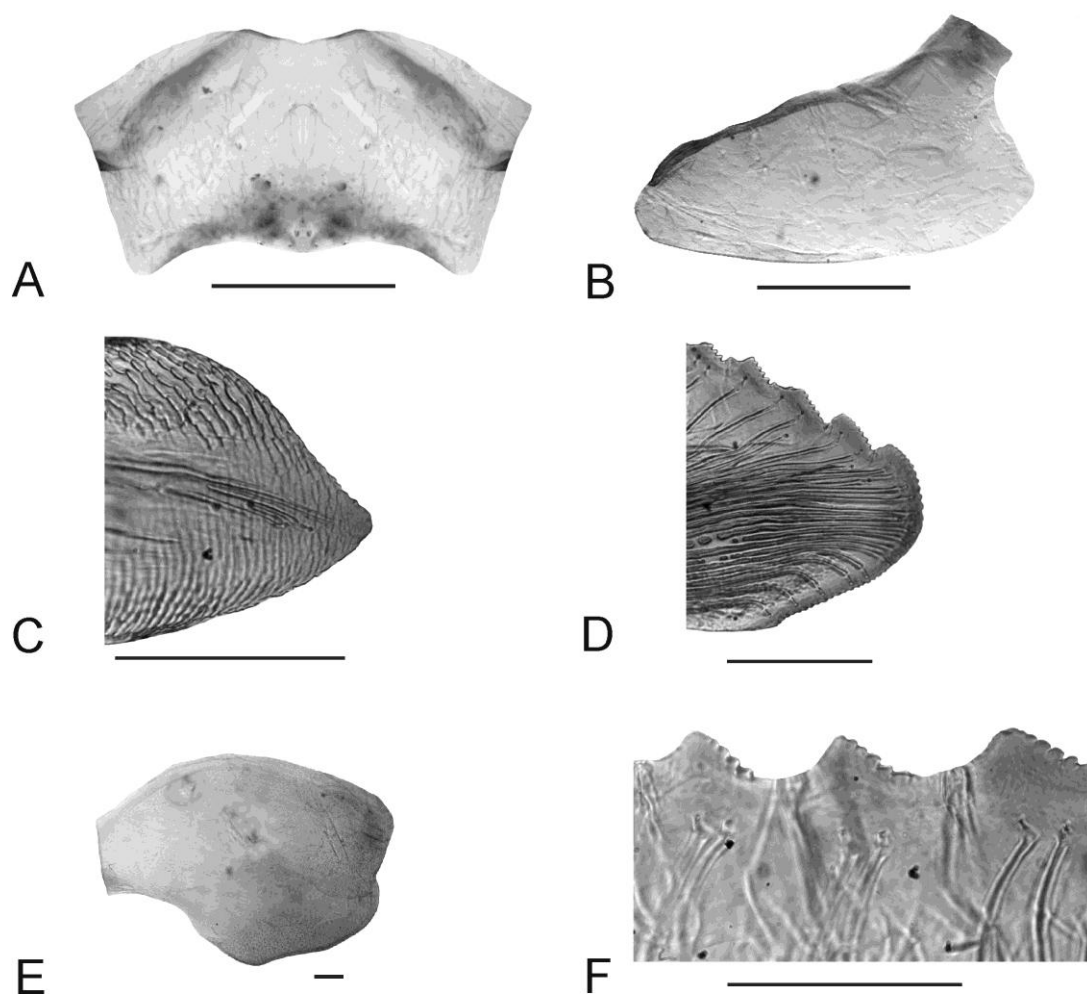


Figura II - 29. Genitalia de la hembra de *Aulacizes obsoleta*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) ápice de la valva ocho, (D) ápice de la valva nueve, (E) gonocoxito ocho, (F) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B; 0,1mm: C, D, E, F.

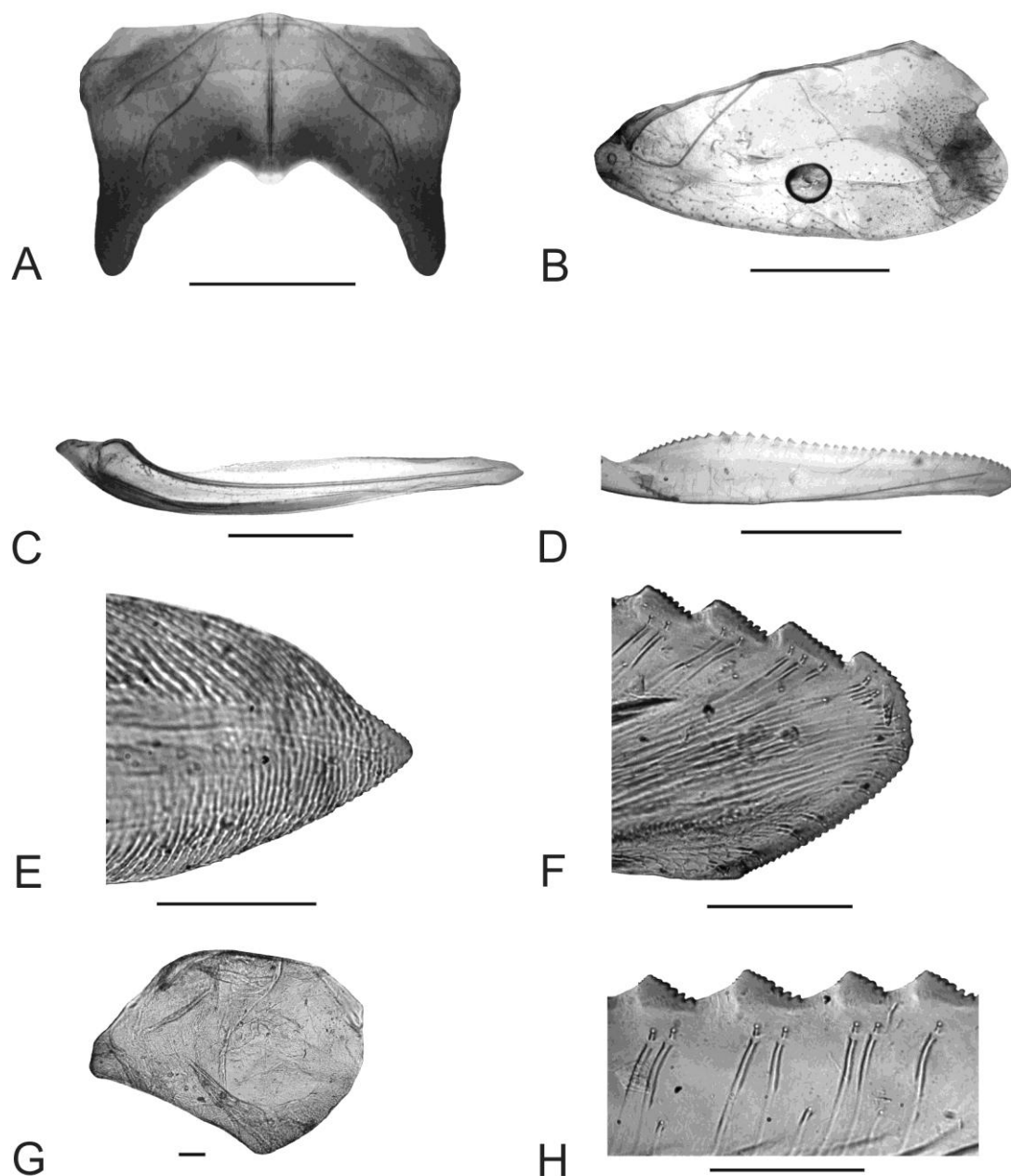


Figura II - 30. Genitalia de la hembra de *Aulacizes quadripunctata*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

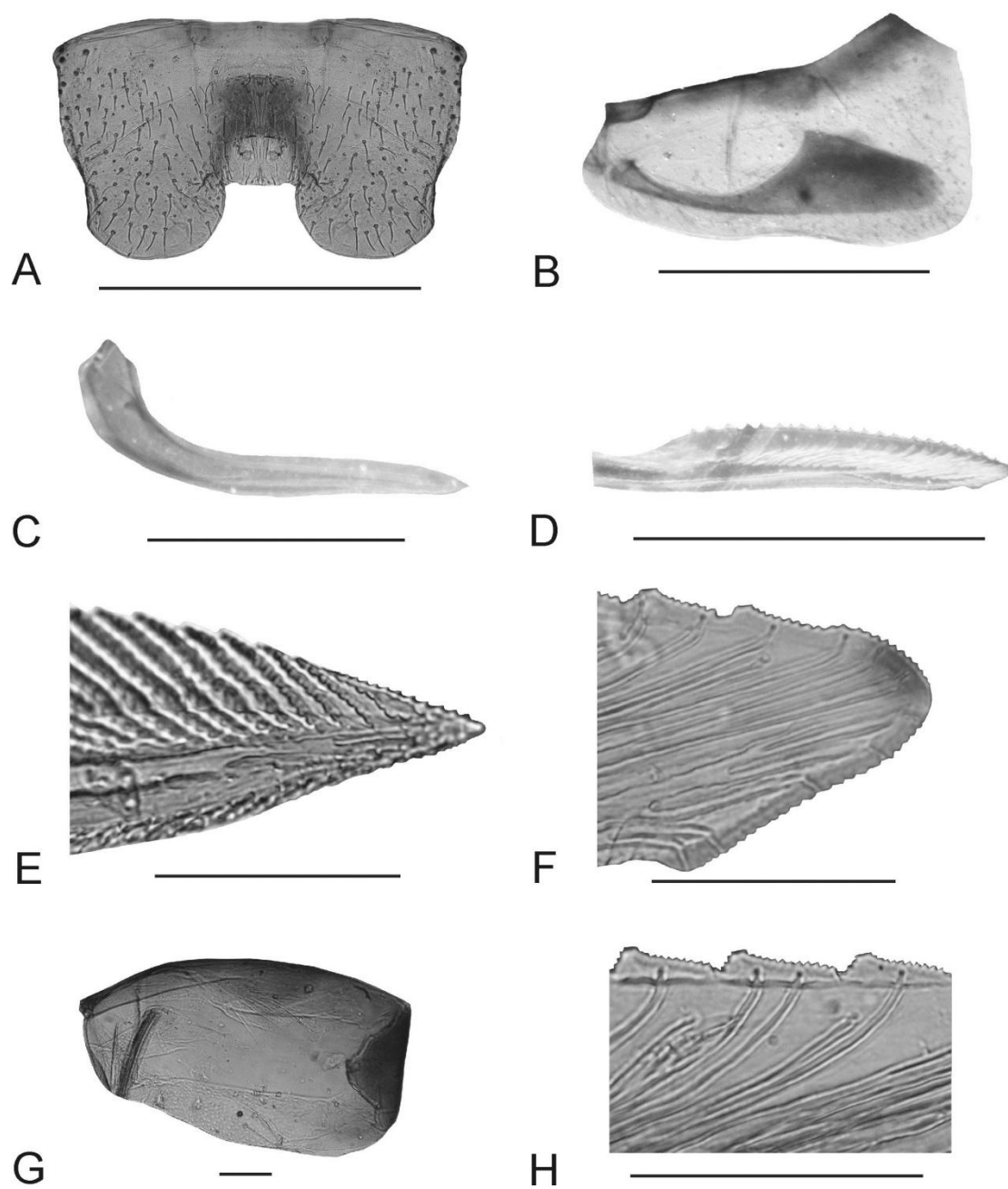


Figura II - 31. Genitalia de la hembra de *Dechacona missionum*. (A) Eternito VII, (B) *pygofer* y gonoplaca, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

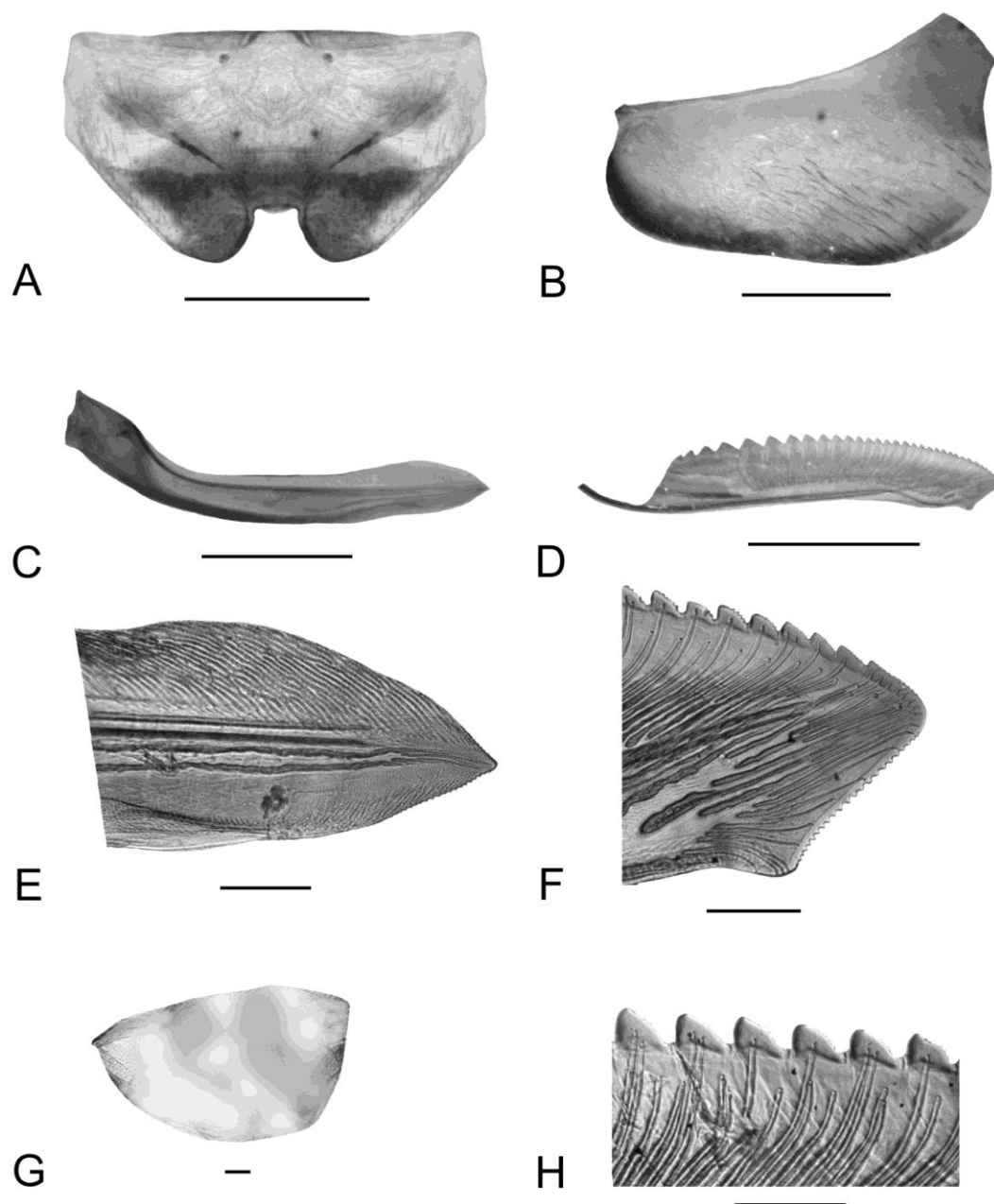


Figura II - 32. Genitalia de la hembra de *Egidemia speculifera*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

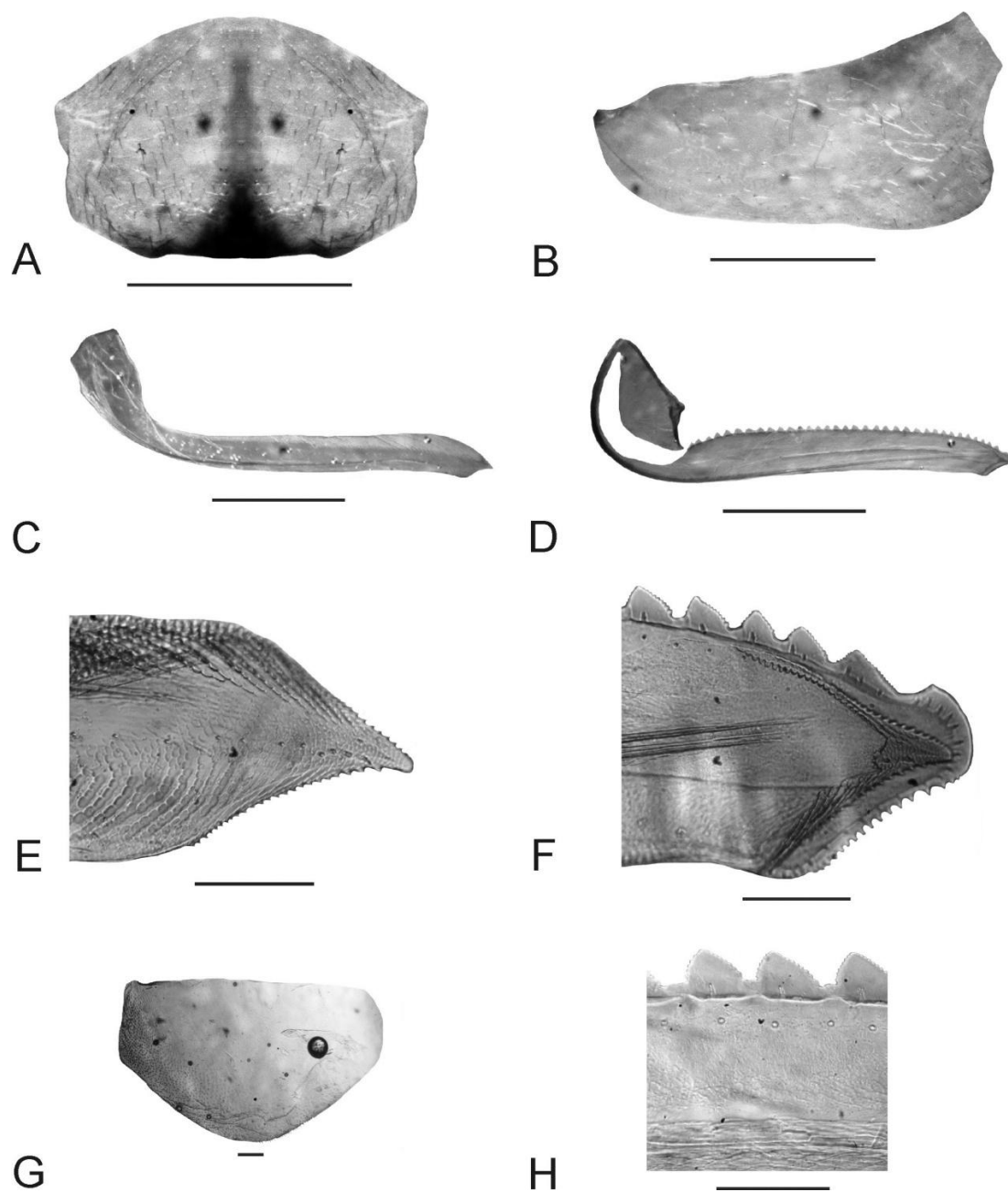


Figura II - 33. Genitalia de la hembra de *Homalodisca ignorata*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) gonocoxito y valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

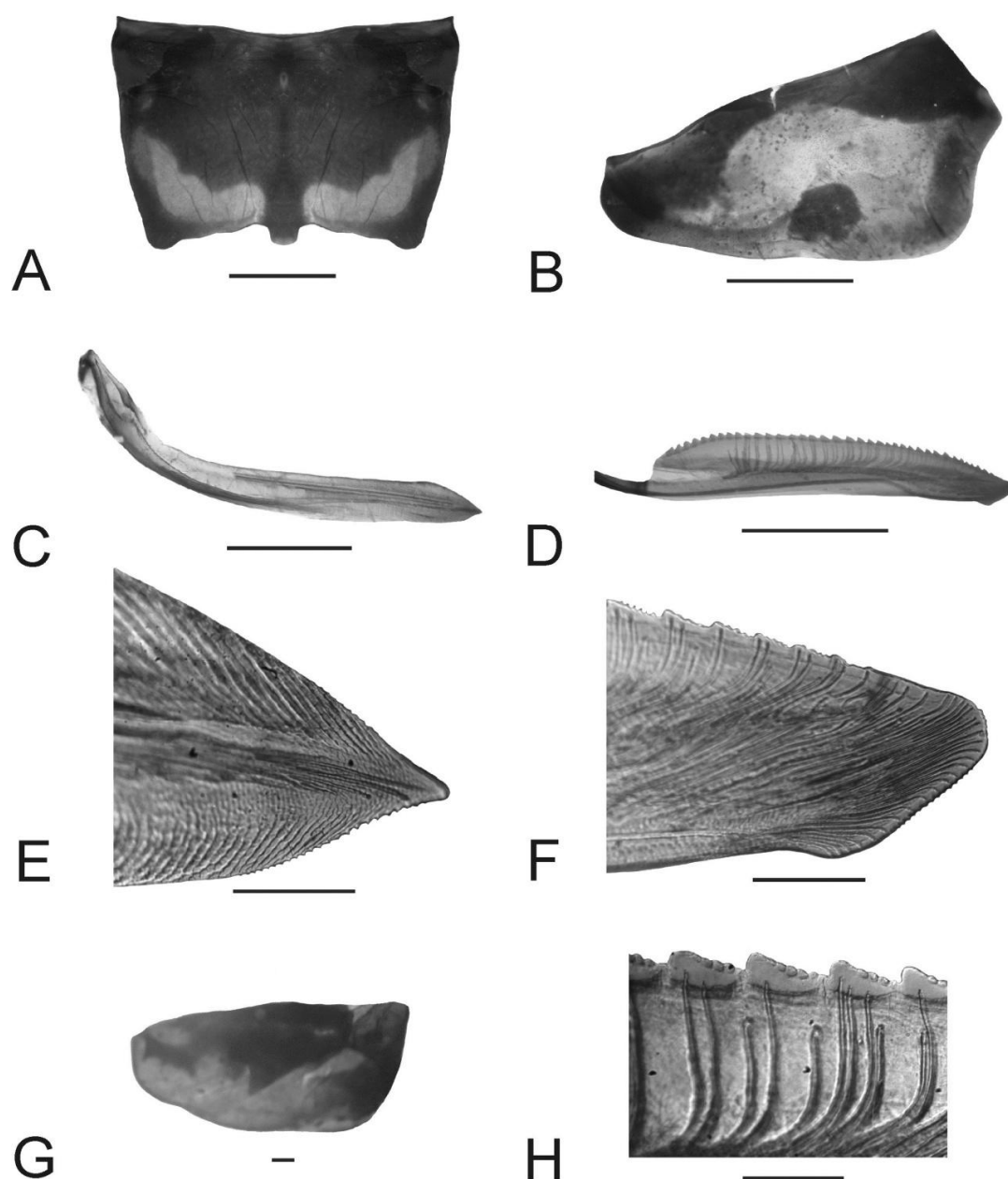


Figura II - 34. Genitalia de la hembra de *Molomea confluens*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

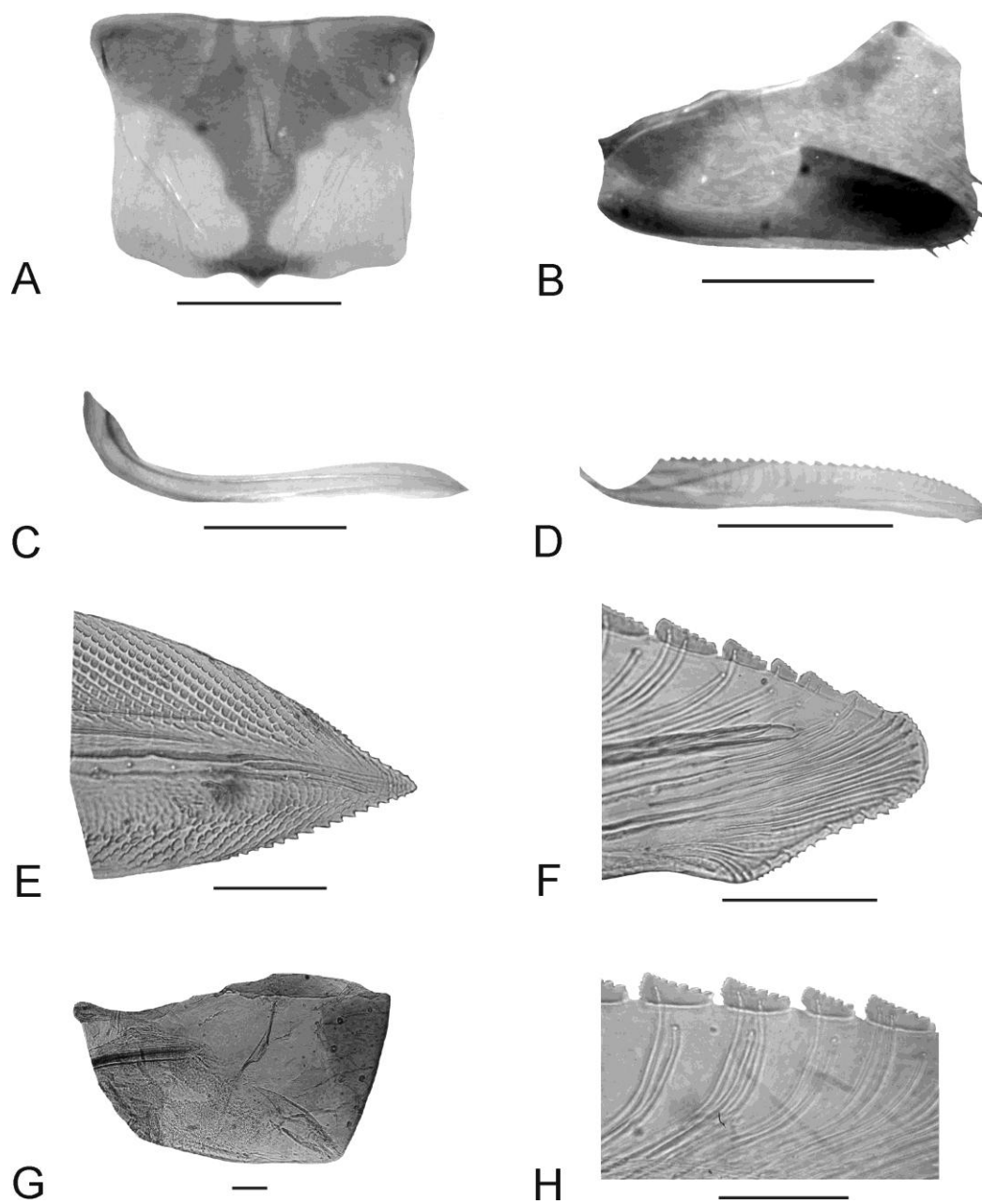


Figura II - 35. Genitalia de la hembra de *Molomea consolidata*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer* y *gonoplaca*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

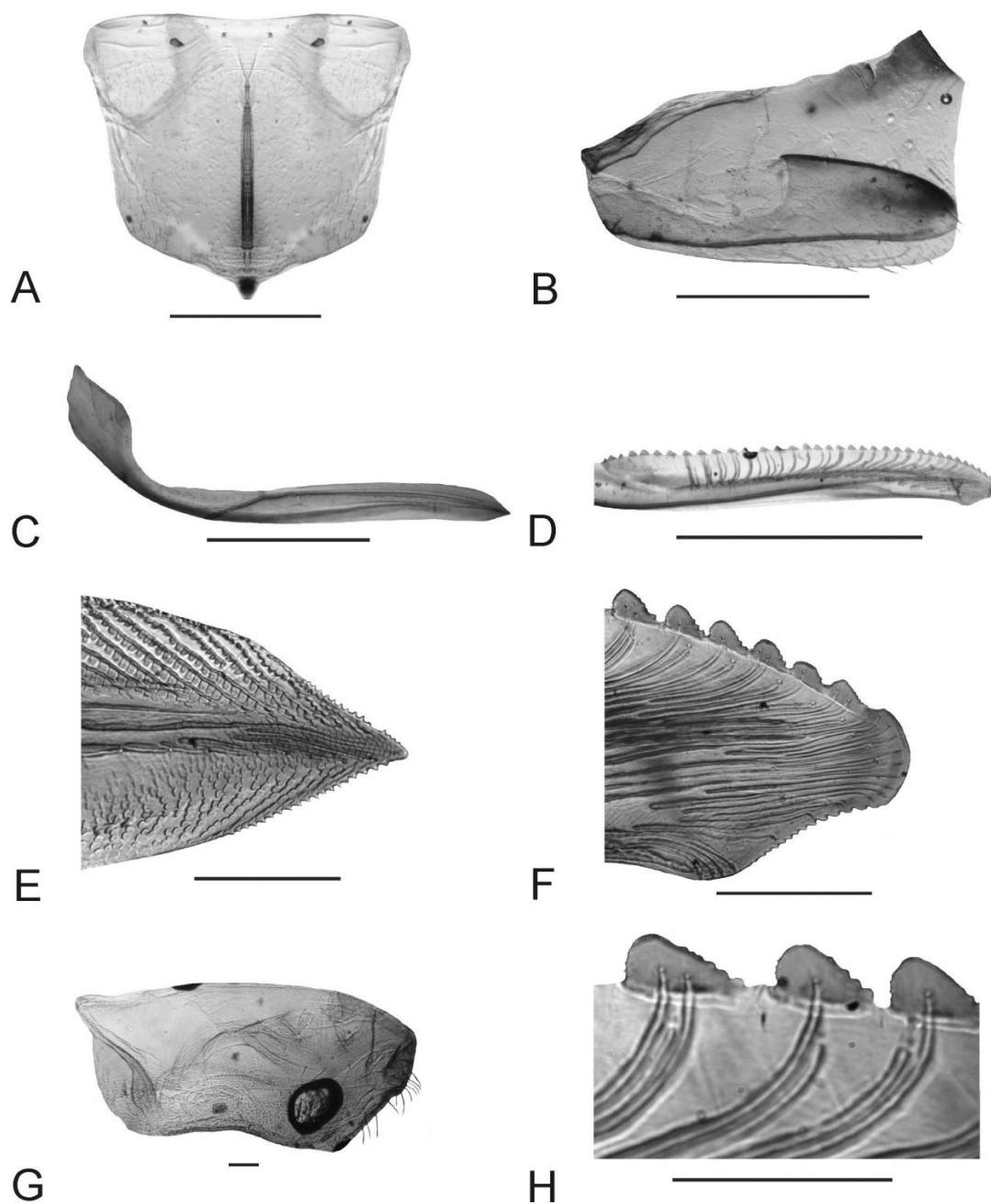


Figura II - 36. Genitalia de la hembra de *Molomea lineiceps*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer* y gonoplaca, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

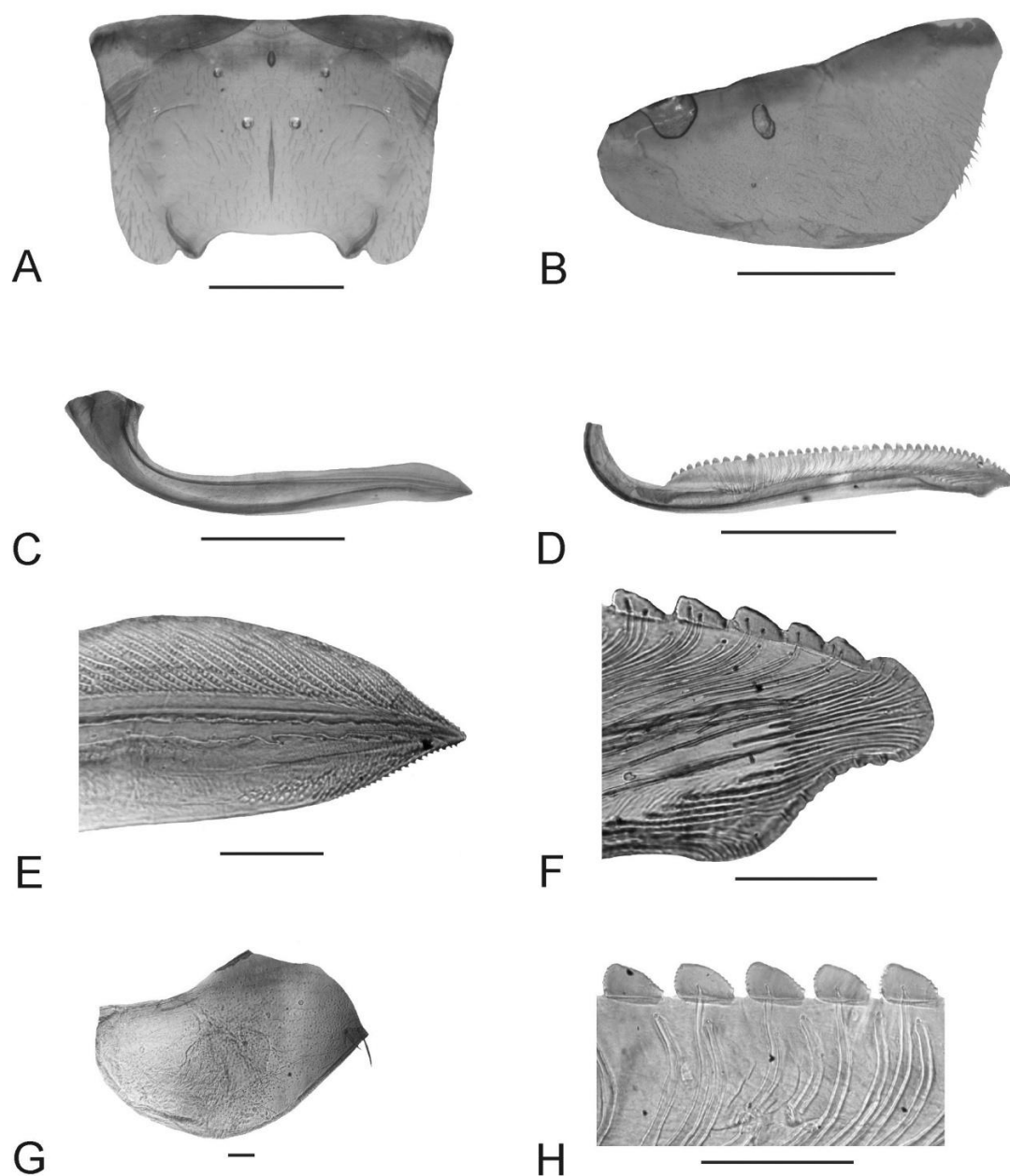


Figura II - 37. Genitalia de la hembra de *Oncometopia facialis*. (A) Esternito VII, (B) pygofer, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

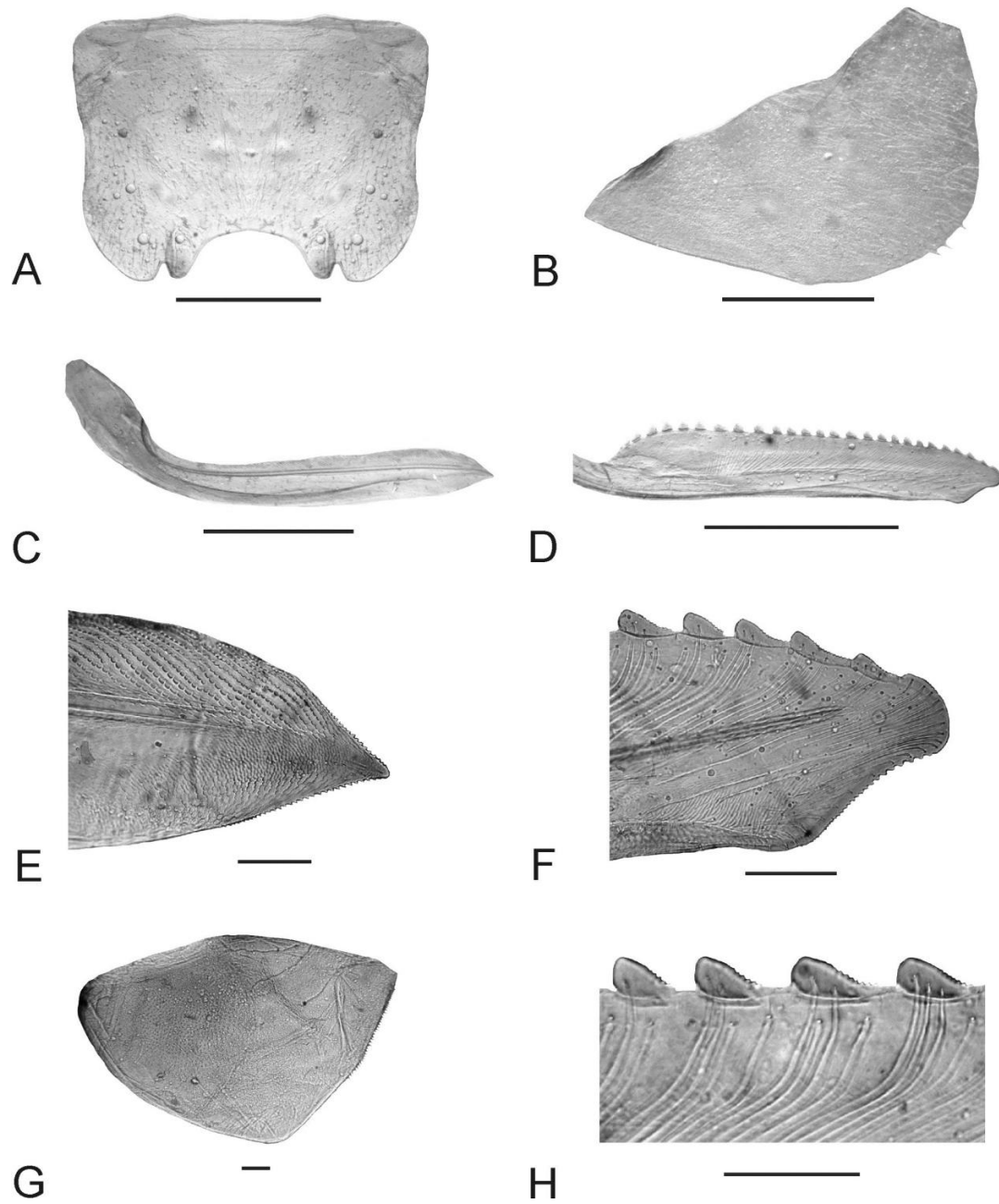


Figura II - 38. Genitalia de la hembra de *Oncometopia tucumana*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

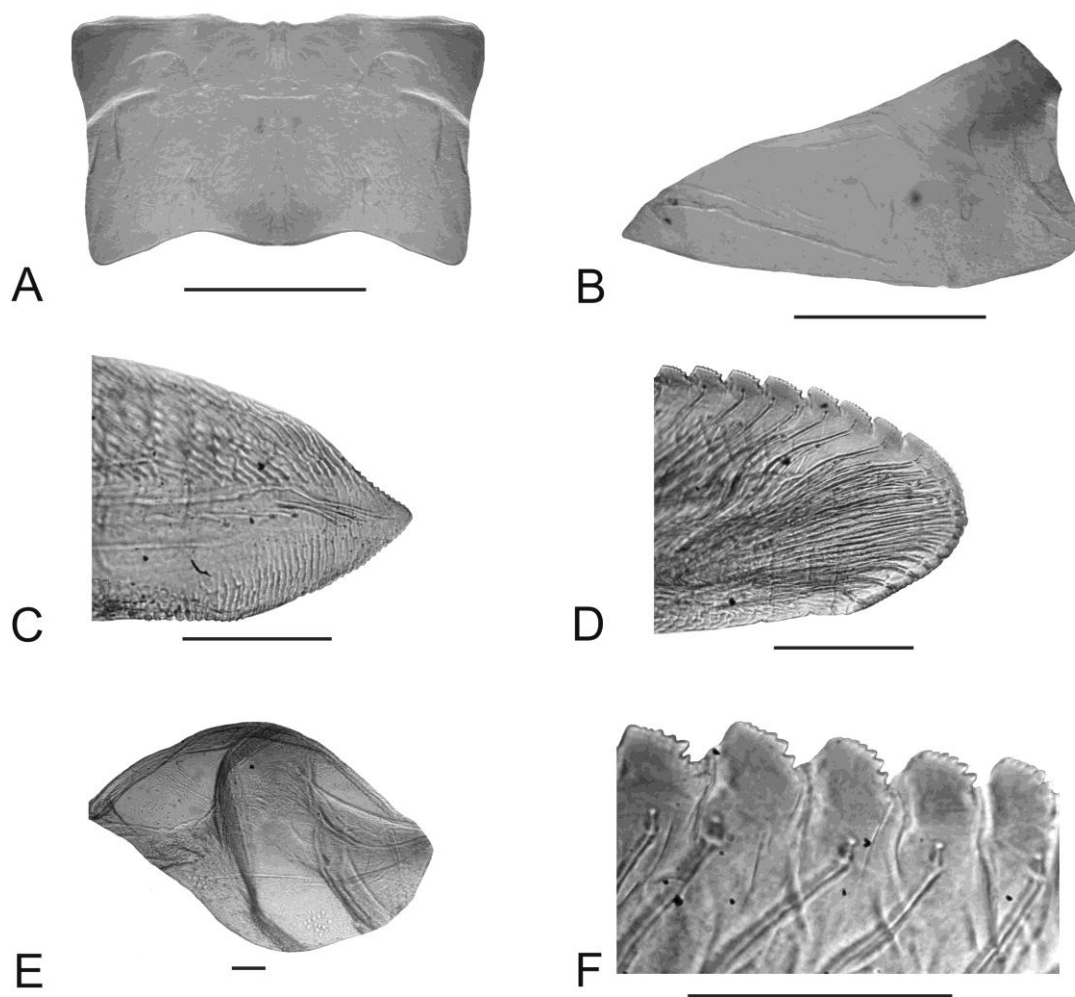


Figura II - 39. Genitalia de la hembra de *Pseudometopia amblardii*. (A) Esternito VII, (B) pygofer, (C) ápice de la valva ocho, (D) ápice de la valva nueve, (E) gonocoxito ocho, (F) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B; 0,1mm: C, D, E, F.

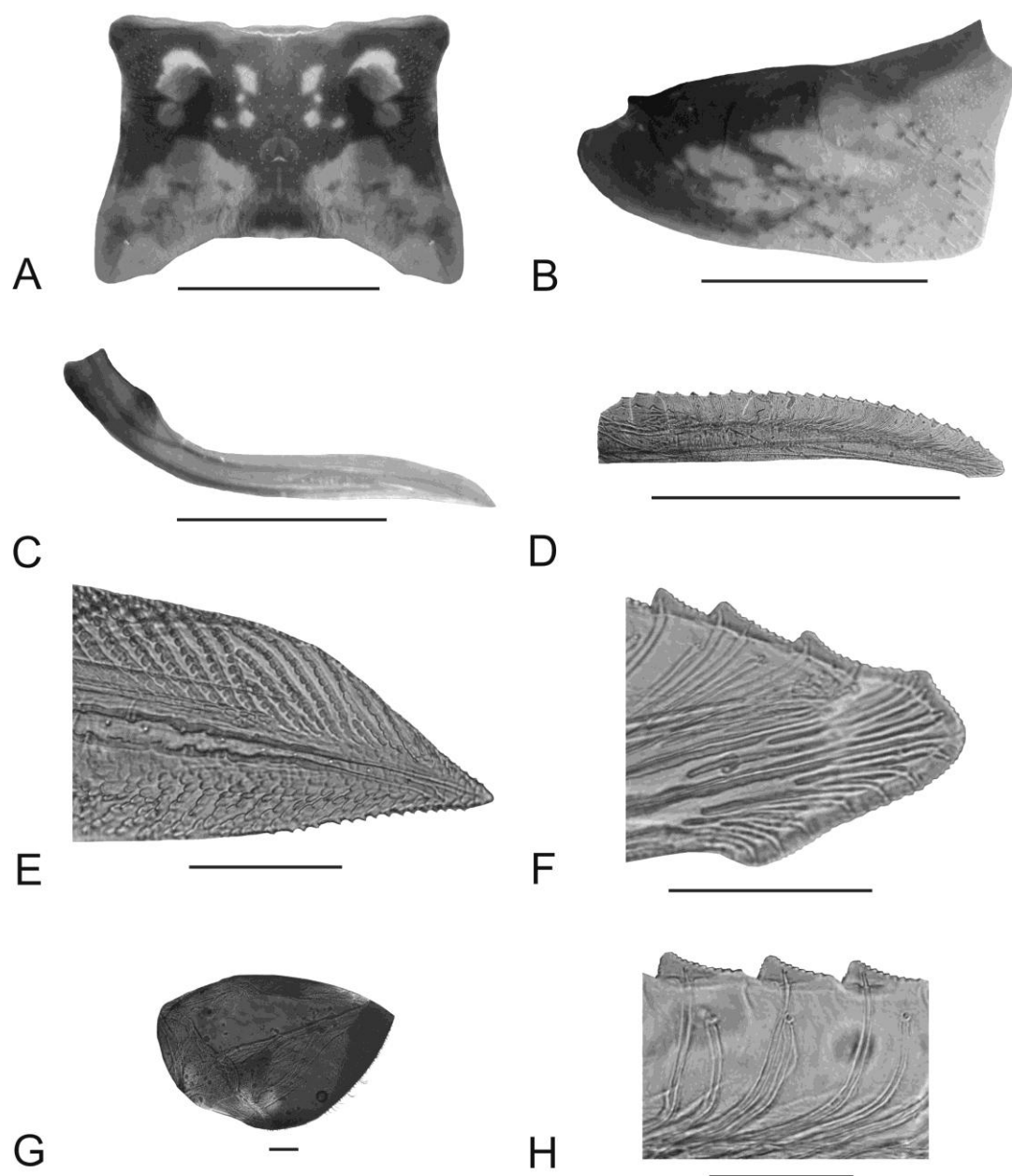


Figura II - 40. Genitalia de la hembra de *Tapajosa doeringi*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

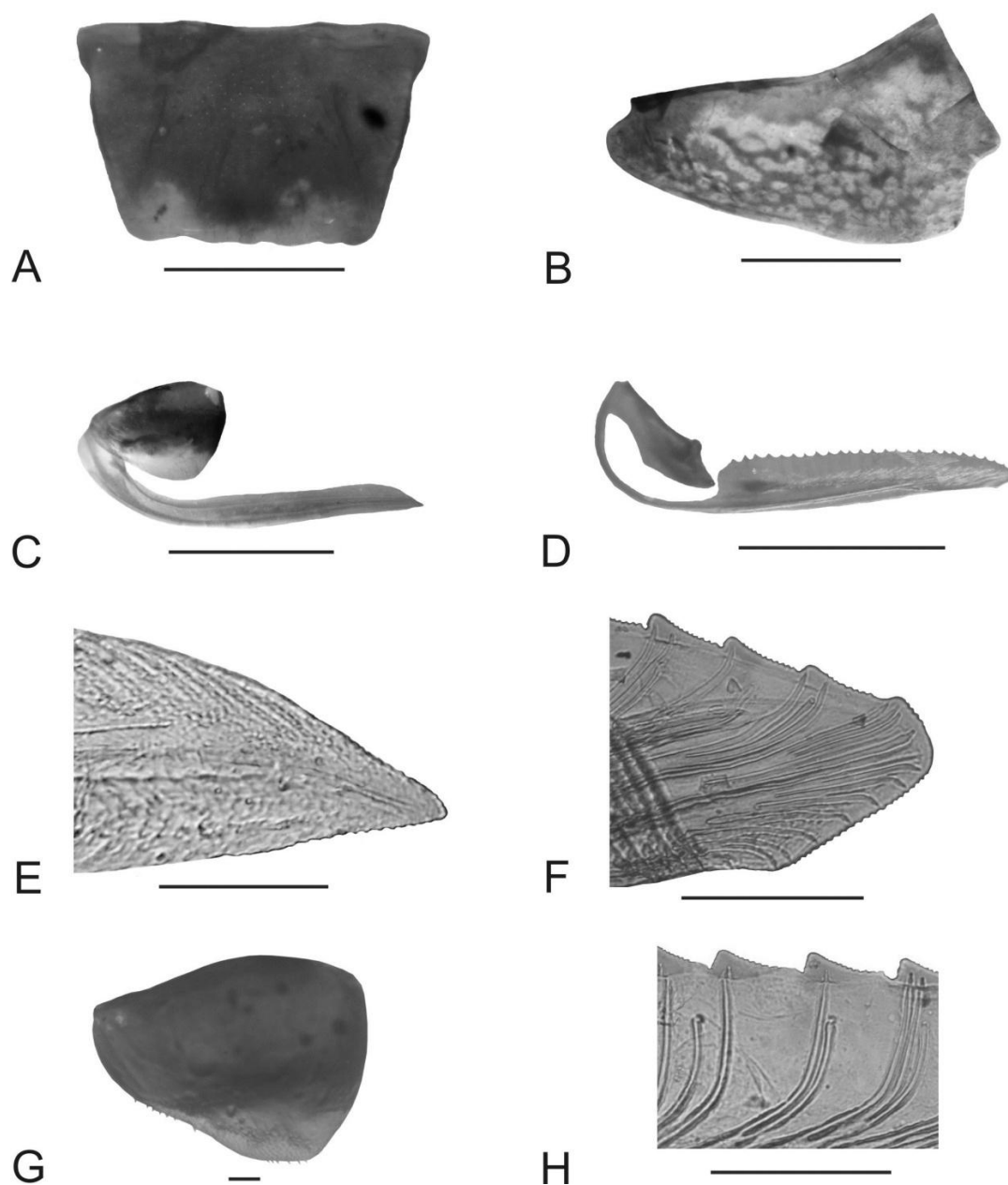


Figura II - 41. Genitalia de la hembra de *Tapajosa rubromarginata*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) gonocoxito y valva ocho, (D) gonocoxito y valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

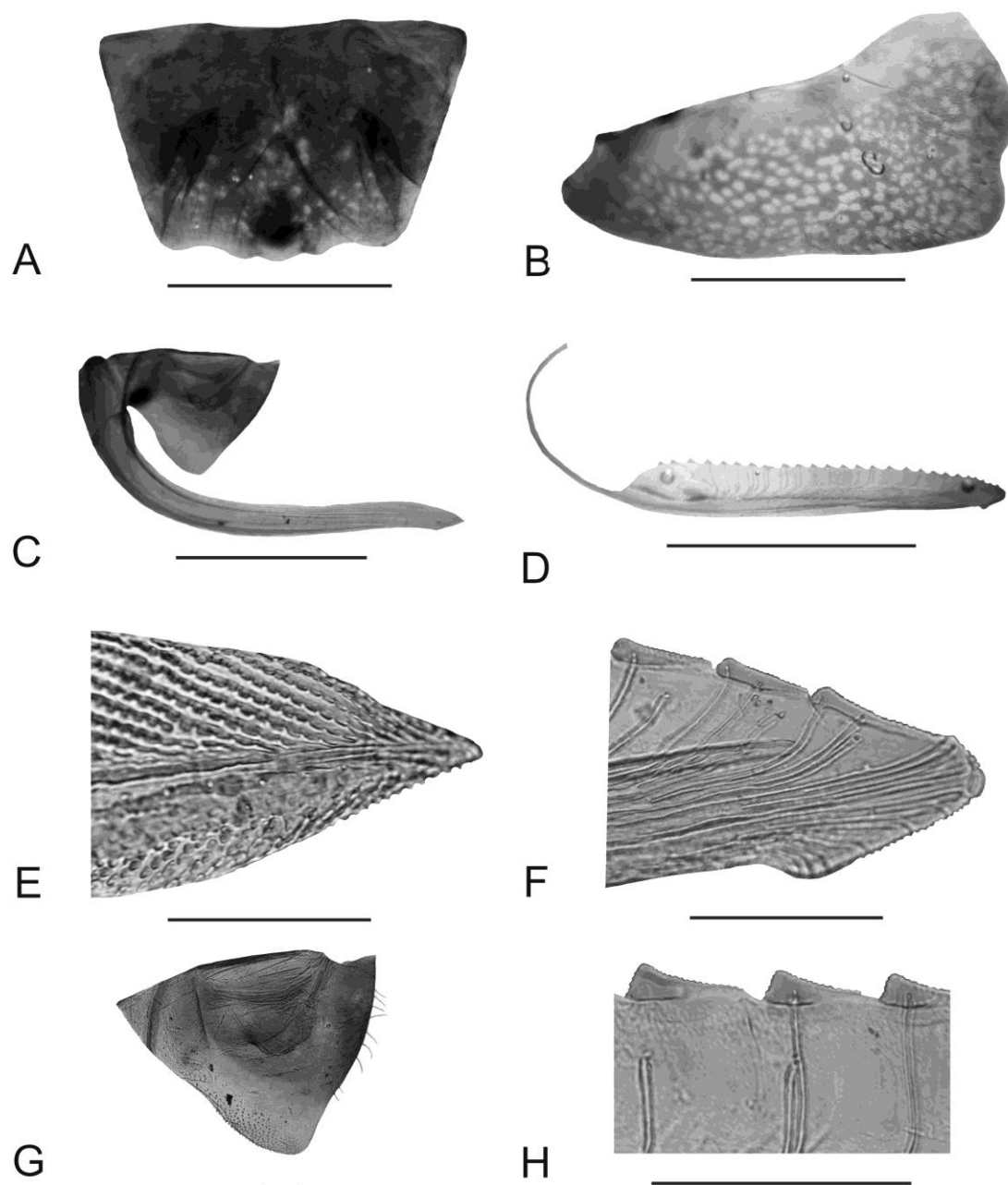


Figura II - 42. Genitalia de la hembra de *Tapajosa similis*. (A) Esternito VII, (B) pygofer, (C) gonocoxito y valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

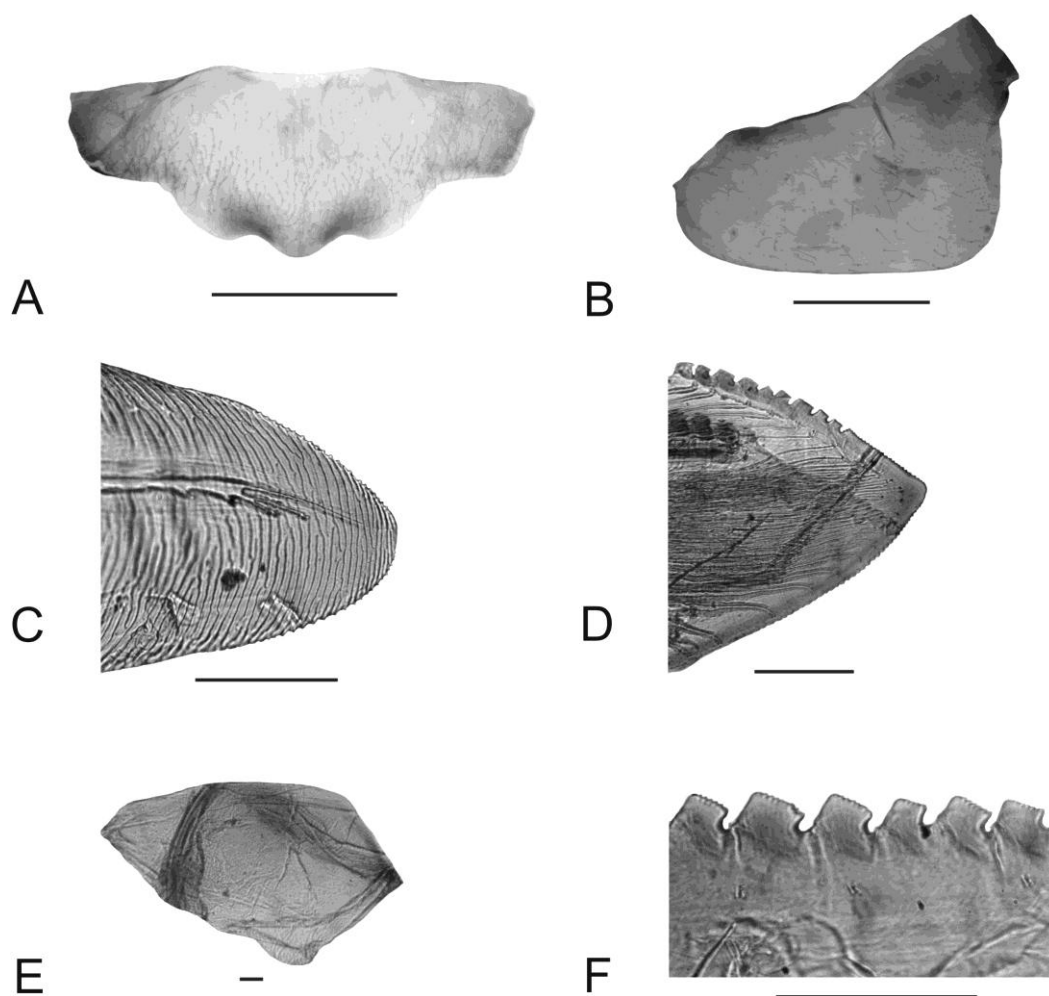


Figura II - 43. Genitalia de la hembra de *Teletusa limpida*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer*, (C) ápice de la valva ocho, (D) ápice de la valva nueve, (E) gonocoxito ocho, (F) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B; 0,1mm: C, D, E, F.

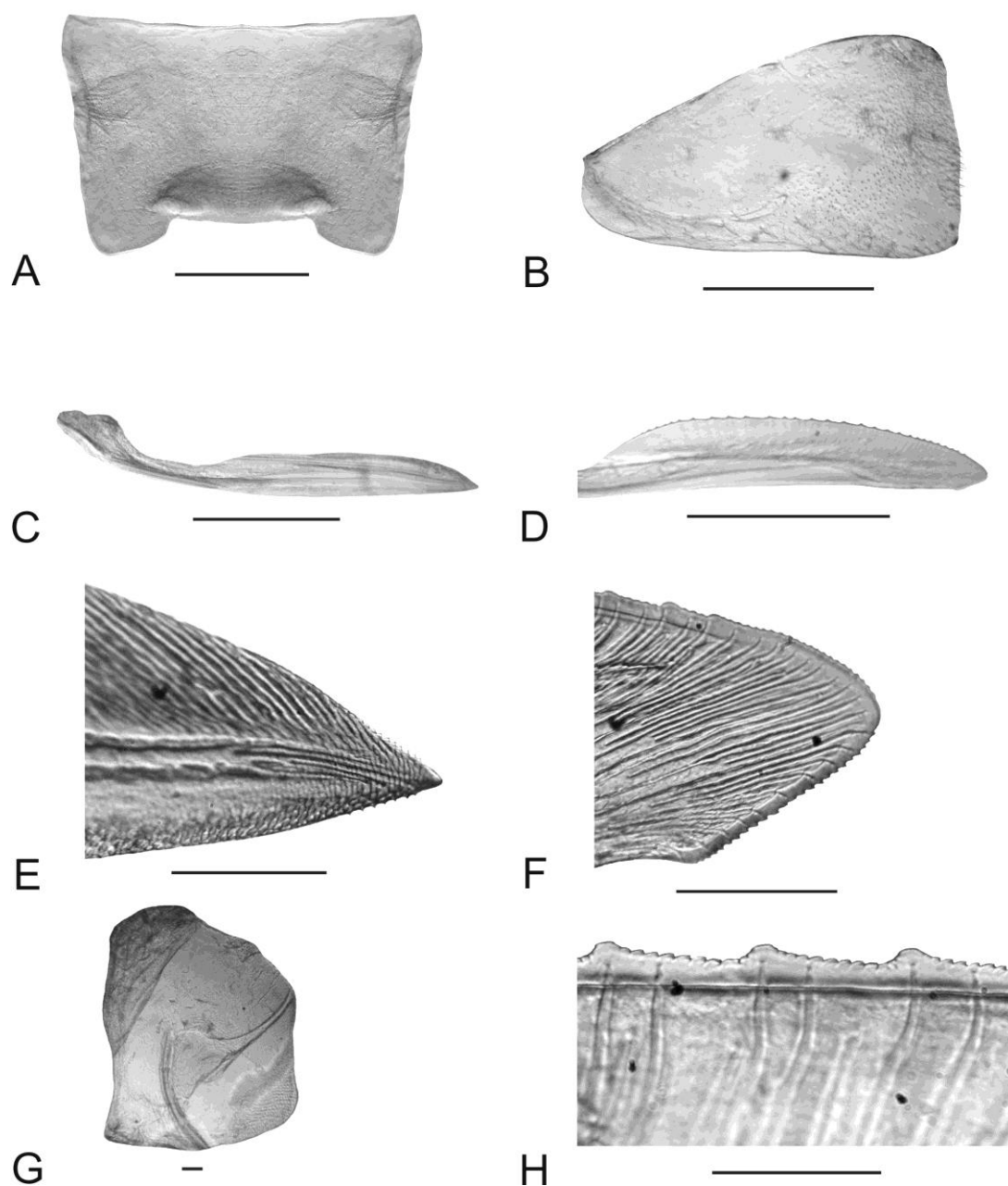


Figura II - 44. Genitalia de la hembra de *Tretogonia bergi*. (A) Esternito VII, (B) pygofer, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

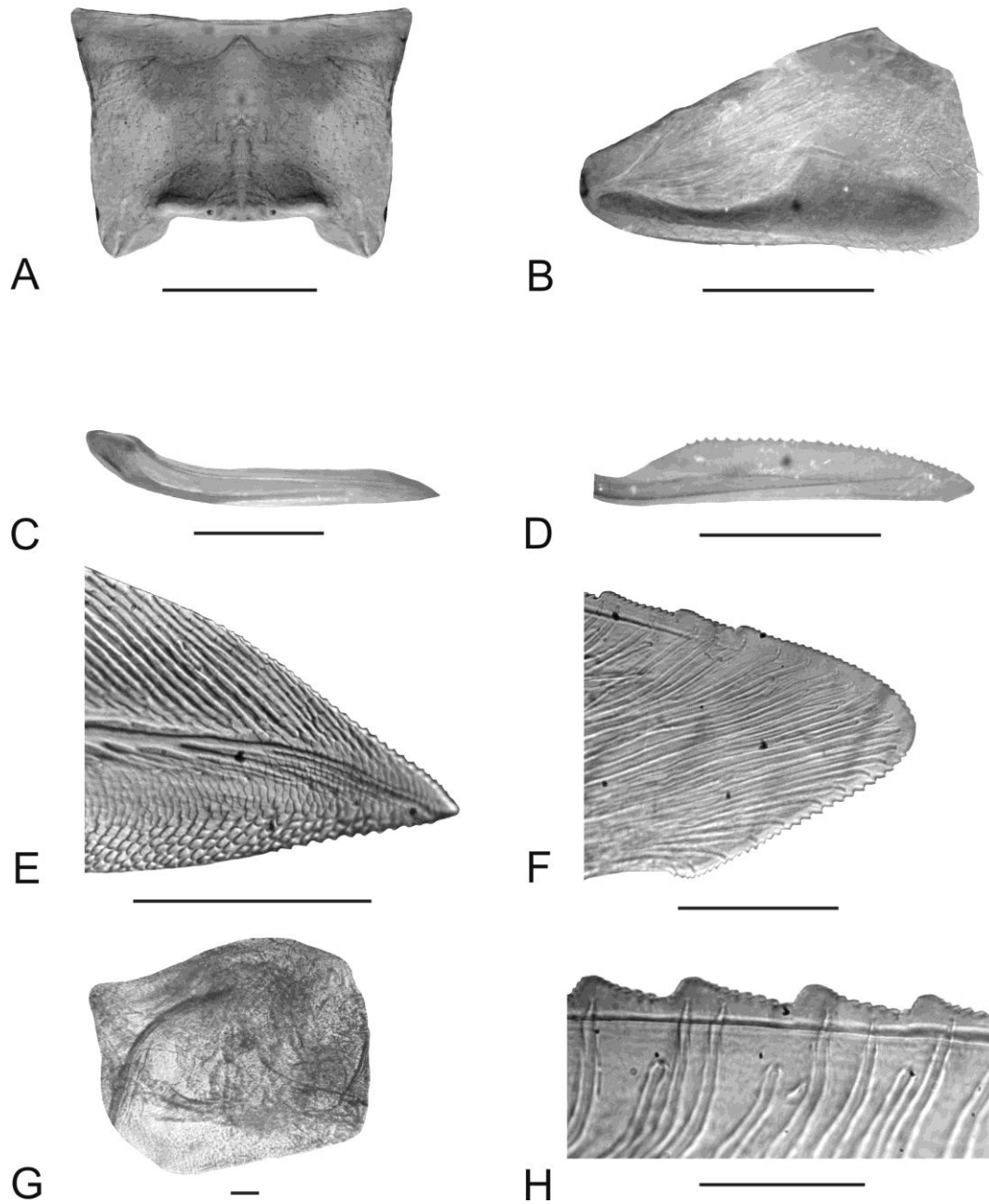


Figura II - 45. Genitalia de la hembra de *Tretogonia notatifrons*. (A) Esternito VII, (B) *pygofer* y gonoplaca, (C) valva ocho, (D) valva nueve, (E) ápice de la valva ocho, (F) ápice de la valva nueve, (G) gonocoxito ocho, (H) dientes de la valva nueve. Escala 1mm: A, B, C, D; 0,1mm: E, F, G, H.

Capítulo III

Cicadelinos y otros auquenorrincos en agroecosistemas citrícolas de Concordia, Entre Ríos

INTRODUCCIÓN

La citricultura en Argentina

Los cítricos (Rutaceae) son originarios del sudeste de Asia y del archipiélago Malayo y desde allí, se distribuyeron a otras regiones del mundo donde hoy se cultivan (Fabiani *et al.* 1996). La industria cítrica es la actividad de mayor importancia económica en el mercado mundial de frutas. Se desarrolla en climas tropicales y subtropicales y en consecuencia, tanto la producción como la comercialización están afectadas por el fenómeno de la estacionalidad. Los principales productores de cítricos son China, Brasil y Estados Unidos. Argentina ocupa el octavo lugar y su posición geográfica le ha permitido convertirse en proveedor de fruta cítrica fresca durante el verano boreal (Segovia 2003, Federcitrus 2012).

En Argentina, los cultivos cítricos se desarrollan en una superficie de aproximadamente 140000 has. y se ubican principalmente en dos regiones: el Noroeste (NOA) (Jujuy, Salta, Tucumán y Catamarca) y el Noreste (NEA) o litoral (Buenos Aires, Entre Ríos, Corrientes y Misiones) (Figura III-1A). En el NOA se concentra gran parte de la producción de limón (*Citrus limón* (L.) Burm.) del país. Las principales especies cultivadas en la región del NEA son naranja dulce (*C. sinensis* (L.) Osb.) y mandarina (*C. reticulata* Blanco) utilizadas para consumo fresco, industria y exportación. En esta región, la mayor producción ocurre en la provincia de Entre Ríos (Figura III-1B), con aproximadamente 780000 toneladas de cítricos al año (Federcitrus 2012).

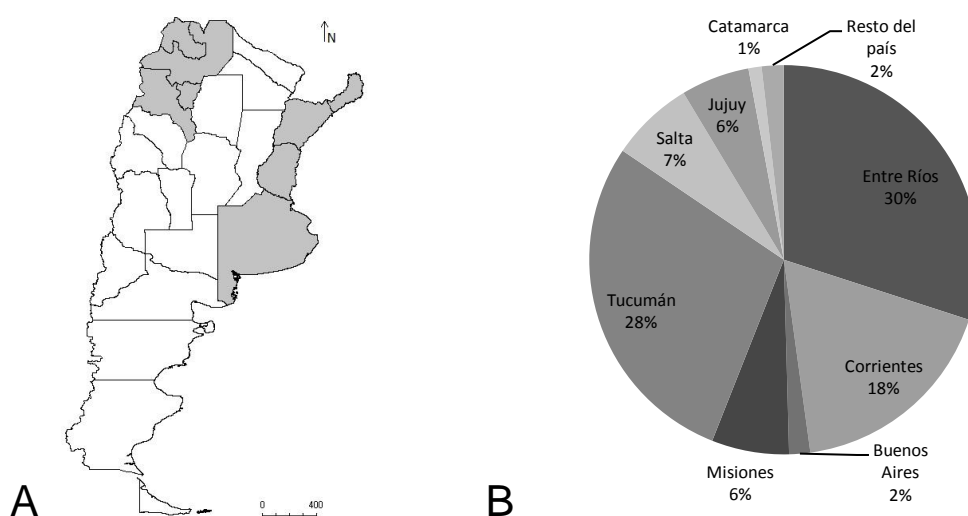


Figura III - 1. Producción cítrica en Argentina. (A) Principales regiones productoras de cítricos en Argentina, (B) superficie plantada de frutales cítricos en cada provincia (Datos tomados de Federcitrus 2012).

Hemípteros auquenorrincos en cultivos cítricos y su importancia fitosanitaria

Auchenorrhyncha, representa un grupo diversificado de insectos exclusivamente fitófagos de reconocida importancia fitosanitaria. En general, son plagas de la agricultura, ocasionando daño directo producto de su alimentación y oviposición, como es el caso del proconino *Tapajosa rubromarginata* (Signoret), plaga de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), maíz (*Zea mays* L.), avena (*Avena sativa* L.) y sorgo (*Sorghum vulgare* (Pers.)) (Remes Lenicov *et al.* 1998). Además, los auquenorrincos representan uno de los grupos más relevantes de hemípteros por su intervención en la transmisión y dispersión de patógenos como son los virus, fitoplasmas, espiroplasmas y bacterias a las plantas cultivadas y silvestres (Nielson 1968, O'Brien & Wilson 1985, Nault & Ammar 1989, Hunter *et al.* 2006, Álvarez *et al.* 2011).

La Clorosis Variegada de los Cítricos (CVC) se convirtió en uno de los problemas más graves para la citricultura desde su descubrimiento en la década del 80'. CVC está presente en Costa Rica, Brasil, Paraguay y Argentina (Contreras 1990, Agostini 1993, de Coll 1996, de Coll *et al.* 2000a, 2000b, Fundecitrus 1999, Aguilar *et al.* 2005, Laranjeira *et al.* 2005) y afecta todas las variedades comerciales de naranja dulce y otras especies cítricas (Carvalho *et al.* 1994). Esta enfermedad, disminuye la calidad de la fruta haciéndola inadecuada para el consumo fresco y la industria (Rossetti & De Negri 1990). CVC es causada por una bacteria Gram negativa, limitada al xilema de las plantas llamada *Xylella fastidiosa* Wells *et al.* (Xanthomonadaceae) (Lee *et al.* 1993), que es transmitida por auquenorrincos de las familias Cicadellidae (principalmente subfamilia Cicadellinae), Cercopidae (Redak *et al.* 2004) y Membracidae (Zhang *et al.* 2011). Actualmente, 39 especies de Cicadellinae y 5 especies de Cercopidae son vectores confirmados de *X. fastidiosa* (Redak *et al.* 2004, Yamamoto *et al.* 2007).

En Brasil, se llevaron a cabo diversos estudios acerca de las especies de auquenorrincos presentes en cultivos cítricos afectados por CVC y su fluctuación estacional (Yamamoto & Gravena 2000, Giustolin *et al.* 2009), sin embargo, la mayoría de esas investigaciones se centraron en la subfamilia Cicadellinae por ser la más relevante en cuanto a la transmisión de *X. fastidiosa* (Lopes 1999, Yamamoto *et al.* 2002, Dos Santos *et al.* 2005, Molina *et al.* 2006, 2010, Nunes *et al.* 2007, Menegatti *et al.* 2008, Miranda *et al.* 2009).

Para el control de los insectos potenciales vectores de *X. fastidiosa*, tradicionalmente se ha requerido de los tratamientos químicos, siendo éstos en la

actualidad sustituidos al menos de manera incipiente por técnicas de control biológico (Nielson 1985, Triapitsyn *et al.* 1998) y para ello, los enemigos naturales juegan un rol importante.

El complejo de enemigos naturales de los auquenorrincos está conformado por patógenos, parásitos, depredadores y parasitoides. Entre ellos, sin lugar a duda, los parasitoides han sido los más investigados en el ámbito mundial por su potencial como agentes de control biológico. Los parasitoides de huevos comprenden especies de Hymenoptera de las familias Trichogrammatidae, Mymaridae, Eulophidae y Aphelinidae. Entre los parasitoides que afectan a las ninfas y adultos se encuentran los Dryinidae (Hymenoptera), Pipunculidae (Diptera), Halictophagidae (Strepsiptera) y Epipyropidae (Lepidoptera) (Virla 2000). También existen registros de hongos entomopatógenos (Kanga *et al.* 2004, Toledo *et al.* 2006, 2007, 2008, Dalla Praia Junior *et al.* 2008, Verena-Ulrike *et al.* 2011) y nematodos (Helden 2008) afectando a diversas especies de auquenorrincos.

Antecedentes en Argentina

Existen muchas investigaciones referidas a parasitoides (De Santis *et al.* 1993, Virla 1994, 1999, Virla & Olmi 1998, 2007, Triapitsyn *et al.* 2008, entre otros), hongos entomopatógenos (Toledo *et al.* 2006, 2007, 2008) y dípteros pipuncúlidos (Virla *et al.* 2009b) de numerosas especies de auquenorrincos en Argentina. Con respecto a los enemigos naturales de auquenorrincos asociados a cultivos cítricos, hay estudios de estrepsípteros e himenópteros de las familias Dryinidae, Trichogrammatidae y Mymaridae afectando a diversas especies, particularmente, estudios de parasitoides oófilos de los proconinos *Tapajosa rubromarginata* y *Oncometopia tucumana* Schröder (de Coll *et al.* 2000b, Logarzo *et al.* 2004; Virla *et al.* 2005; 2008, 2009a, Triapitsyn *et al.* 2007).

En Argentina, CVC fue hallado en las provincias de Misiones (Agostini 1993, de Coll 1996, de Coll *et al.* 2000a, 2000b), Corrientes (Beltrán *et al.* 2004) y Entre Ríos, afectando plantas de naranja dulce y mandarina (Costa *et al.* 2009). En Misiones, fueron realizadas numerosas investigaciones sobre la diversidad de auquenorrincos presente en cultivos cítricos afectados por CVC (Remes Lenicov *et al.* 1999, Paradell *et al.* 2000), la detección de la bacteria *X. fastidiosa* en muchas especies (de Coll *et al.* 2000a), así como los enemigos naturales asociados a éstos insectos (de Coll *et al.*

2000b). En Corrientes, se estudió la diversidad de auquenorrincos en cítricos afectados por CVC (Beltrán *et al.* 2004).

En Entre Ríos, CVC fue oficializado en el año 2009 y hasta el momento, sólo se han realizado estudios de detección de la enfermedad en las plantas cítricas (Costa *et al.* 2009). Dado que CVC es considerada una potencial amenaza si un vector adecuado está presente (Damsteegt *et al.* 2006) y la importancia de los auquenorrincos en la transmisión de *X. fastidiosa*, la identificación de las especies vectores, su distribución en el espacio y tiempo en los cultivos afectados, así como el conocimiento de los enemigos naturales asociados, son requerimientos indispensables para realizar estrategias de manejo y control de la enfermedad.

El objetivo de éste capítulo, fue estudiar la diversidad y fluctuación estacional de los auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas afectados por CVC en la provincia de Entre Ríos y registrar la presencia de sus enemigos naturales. El estudio de las especies potenciales vectores de CVC en la región, se abordará en el capítulo IV.

MATERIALES Y MÉTODOS

Sitio de estudio

Los muestreos se realizaron en la Estación Experimental Agropecuaria del INTA Concordia, provincia de Entre Ríos, en tres cultivos cítricos afectados por CVC (Figura III-2) y la vegetación circundante (Figura III-3):

- Lote 1. Naranja dulce variedad Valencia Late (*C. sinensis* (L.) Obs), injertada en naranja Trifolio (*Poncirus trifoliata* (L.) Raf.), con 180 plantas al comienzo del estudio (31°22'17''S 58°6'39,8''W, 30 msnm).
- Lote 2. Naranja dulce variedad Criolla (*C. sinensis* (L.) Obs), sobre pie de naranja Trifolio, con 100 plantas al inicio del estudio (31°22'21,7''S 58°6'34,6''W, 35 msnm).
- Lote 3. Híbrido de Mandarina variedad Nova (*C. reticulata* Hort. Ex Tan. x (*C. paradise* Macf. x *C. tangerine* Hort. Ex Tan.)), injertado en naranja Trifolio, con 800 plantas al comienzo del estudio (31°21'59,8''S 58°6'34,5''W, 55 msnm).

- Vegetación circundante predominante: altamisa (*Ambrosia tenuifolia* Spreng.), roseta (*Cenchrus echinatus* L.), borraja o flor morada (*Echium plantagineum* L.), yuyo colorado (*Amaranthus hybridus* var. *quitensis* (Kunth)), ryegrass (*Lolium multiflorum* L.), pasto colchón (*Digitaria sanguinalis* L.), gramilla (*Cynodon dactylon* (L.)), cebollín (*Cyperus rotundus* L.), sorgo de alepo (*Sorghum halepense* L.), escoba (*Sida rhombifolia* L.), pasto miel y horqueta (*Paspalum dilatatum* Poiret, *P. notatum* Flueggé), grama Rhodes (*Chloris gayana* Kunth), lantana (*Lantana camara* L.) y *Bidens* sp.



Figura III - 2. Sitios de muestreo en la EEA INTA Concordia, Entre Ríos, Argentina.



Figura III - 3. Vegetación circundante a los cultivos cítricos en la EEA INTA Concordia, Entre Ríos. (A) *Paspalum* sp., (B) *Lantana cámara*, (C) *Bidens* sp., (D) *Equium plantagineum*.

Métodos de colecta e identificación de auquenorrincos

El período de muestreo fue de tres años: desde octubre de 2009 a octubre de 2012.

En el agroecosistema citrícola los muestreos se realizaron empleando tres métodos de colecta:

- Trampas Adhesivas Amarillas (Figura III-4A) de 12,5 x 10 cm, ubicadas en las ramas de las plantas cítricas a 180 cm de altura. La cantidad de trampas instaladas en cada lote fue dependiente del número de plantas, habiendo aproximadamente 1 trampa cada 30 plantas (5 trampas en cada uno de los lotes 1 y 2, 20 trampas en el lote 3). Las trampas fueron reemplazadas mensualmente durante los tres años de muestreo (haciendo un total de 36 muestreos por lote). En el momento del reemplazo, las trampas fueron envueltas individualmente en papel film para evitar que se adhieran entre sí.
- Red Entomológica de Arrastre (Figura III-4B): en la vegetación espontánea asociada a cada uno de los lotes cítricos, se trazaron tres transectas de 50 m de

longitud cada una. Se realizaron 100 redadas por transecta (300 redadas en cada lote) con una red entomológica de 30 cm de diámetro y los insectos se colectaron con aspirador manual. Parte del material colectado fue colocado en frascos de vidrio con etanol 96%. Algunos de los ejemplares colectados se mantuvieron vivos en contenedores plásticos con laterales de *voile* y material vegetal fresco para su alimentación. Esta metodología se realizó en 15 oportunidades durante el período de muestreo.

- Trampas de Agua (Figura III-4C): en la vegetación asociada a cada uno de los lotes cítricos, se trazaron tres transectas de 50 m de longitud cada una. En cada transecta, se colocaron dos recipientes de plástico amarillo de 10 cm de diámetro, con agua y unas gotas de detergente (6 recipientes por lote). Estas trampas se dejaron en el campo durante 6 horas. El material colectado fue colocado en frascos de vidrio con etanol 96%. Esta metodología se realizó en 15 oportunidades durante el período de muestreo.

Todo el material colectado fue transportado a la División Entomología de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo (UNLP) para su identificación. Allí, los ejemplares fueron observados y separados con lupa binocular estereoscópica. Se les seccionó el abdomen con agujas entomológicas y cada uno por separado, fue colocado en un vaso de precipitado con hidróxido de potasio 10% caliente durante 5-7 minutos para aclararlo. Posteriormente se lavó con agua destilada y sumergió en una gota de glicerina sobre un portaobjetos excavado para observar las estructuras genitales. Estas estructuras fueron examinadas con un microscopio binocular y utilizadas para la identificación de las especies.

La identificación taxonómica de los auquenorrincos fue realizada siguiendo las claves y descripciones preexistentes: Lawson (1931), Christensen (1942), Young (1952, 1968, 1977), Linnavuori (1959), Nielson (1968), De Long & Freytag (1976), Remes Lenicov (1982), Barreira & Sakakibara (2001), Paradell & Remes Lenicov (2005), Paradell *et al.* (2011), entre otros.

Representantes de cada una de las especies colectadas fueron depositados en la Colección Entomológica del Museo de La Plata (MLP).

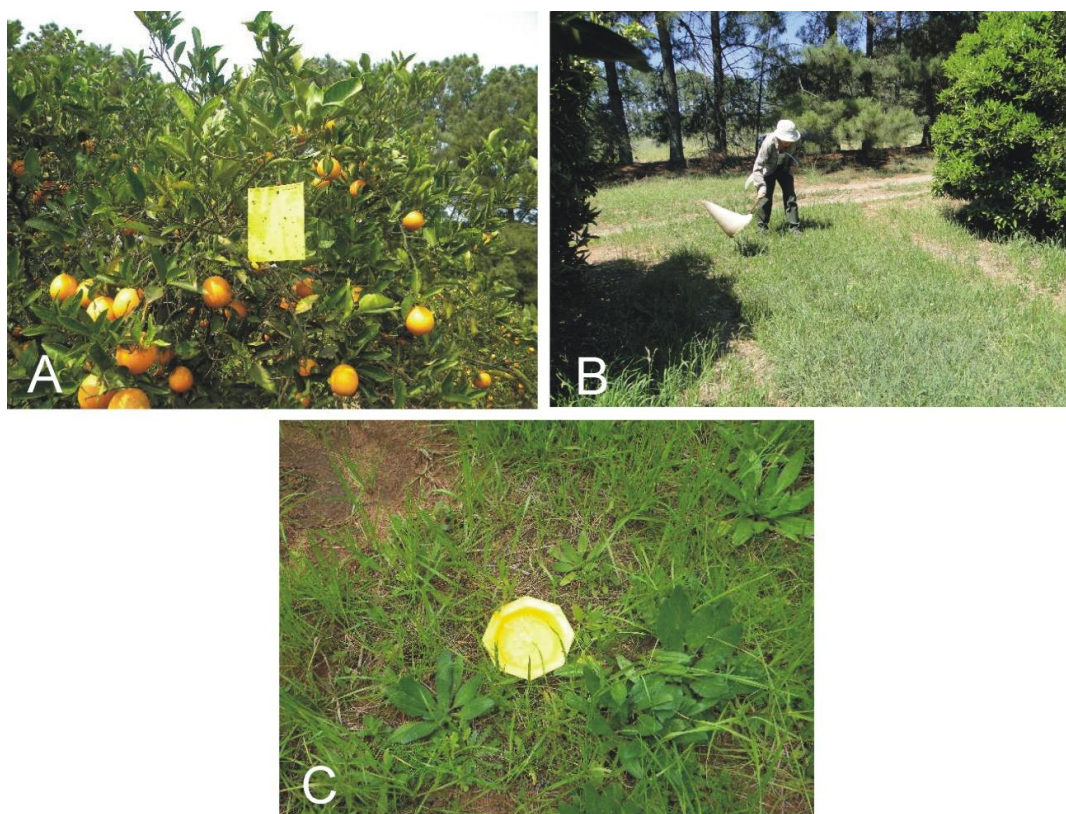


Figura III - 4. Técnicas de muestreo de insectos. (A) Trampa adhesiva amarilla, (B) red entomológica de arrastre, (C) trampa de agua.

Índices faunísticos y Fluctuación estacional

Los insectos colectados en cada uno de los cultivos se separaron por técnica de muestreo y por especie, y se registraron los valores mensuales y totales de cada una. Debido a que cada técnica tuvo diferente intensidad de muestreo, los datos se analizaron por separado en dos categorías: por un lado, los datos obtenidos a partir de las trampas adhesivas amarillas, y por el otro, los datos recabados de los muestreos en la vegetación espontánea con red entomológica de arrastre y trampas de agua.

Para cada categoría y para cada uno de los lotes muestreados, se calcularon los índices faunísticos de Abundancia, Frecuencia, Constancia y Dominancia de las especies (Silveira Neto *et al.* 1976) utilizando el software INFOSTAT (Di Rienzo *et al.* 2012). La prueba de Shapiro-Wilk evalúa si una muestra de la población está distribuída normalmente (Zar 1984). Los valores de abundancia y frecuencia de cada especie se testearon mediante esta prueba. Se rechazó la hipótesis de normalidad y los Intervalos de confianza (IC) se calcularon mediante métodos no paramétricos utilizando 1000 réplicas.

La Abundancia fue determinada por la suma total de individuos colectados de cada especie. Se calculó el intervalo de confianza de la media aritmética al 1% y 5 % de probabilidad, estableciéndose las siguientes clases:

- Muy abundante (ma): cuando el número de individuos fue mayor al límite superior del $IC_{1\%}$.
- Abundante (a): cuando el número de individuos se encontró entre los límites superiores del $IC_{5\%}$ e $IC_{1\%}$.
- Común (c): número de individuos situado dentro de los límites del $IC_{5\%}$.
- Dispersa (d): número de individuos entre los límites inferiores del $IC_{5\%}$ e $IC_{1\%}$.
- Rara (r): cuando el número de individuos fue menor al límite inferior del $IC_{1\%}$.

Se determinó el intervalo de confianza con el 5% de probabilidad de las medias de las frecuencias (porcentaje de individuos colectados de cada especie, en relación al total de individuos colectados) y se adoptó la siguiente clasificación:

- Muy frecuente (MF): frecuencia mayor al límite superior del $IC_{5\%}$.
- Frecuente (F): frecuencia situada entre los límites del $IC_{5\%}$.
- Poco frecuente (PF): frecuencia menor que el límite inferior del $IC_{5\%}$.

La Constancia de cada especie se calculó según la fórmula $C = (n^\circ \text{ de colectas donde aparece la especie "i"} / n^\circ \text{ total de colectas}) \times 100$. Según los valores obtenidos las especies se clasificaron en:

- Constantes (W): cuando $C > 50\%$.
- Accesorias (Y): cuando C se encontró entre el 25 y 50%.
- Accidentales (Z): cuando $C < 25\%$.

Fueron consideradas especies Dominantes (D) aquellas cuya frecuencia excede el límite calculado por la fórmula: $D = (1 / n^\circ \text{ total de especies}) \times 100$ (Silveira Neto *et al.* 1976).

Las especies predominantes fueron las que se destacaron por tener los mayores índices faunísticos de abundancia, frecuencia, constancia y dominancia (Silveira Neto *et al.* 1995).

Para estudiar la fluctuación estacional de los insectos a lo largo del período de muestreo, se utilizaron los valores de abundancia de las especies predominantes obtenidos a partir de las trampas adhesivas amarillas, la fenología de los cítricos y las variables climáticas. La evolución fenológica de los cultivos cítricos fue tomada del sitio web de FRUTIC (www.frutic.org.ar). Estos datos se representaron en los gráficos de fluctuación estacional, para evaluar la posible influencia de la fenología del cultivo en

la abundancia de los insectos. Las variables climáticas temperatura máxima y mínima (en °C), humedad relativa (en %) y precipitaciones (en mm acumulados), se obtuvieron de la estación meteorológica ubicada en la EEA INTA Concordia. El Coeficiente de correlación de Pearson, permite estimar la asociación entre dos variables, es decir, si la magnitud de una variable cambia conjuntamente con el cambio de la segunda variable, no pudiendo aseverar que una de las variables es matemáticamente dependiente de la otra, tal como lo hace el análisis de Regresión (Zar 1984, Sokal & Rohlf 1999). Se calculó el promedio de los valores diarios de cada variable climática, registrados a lo largo del total de días en que las trampas adhesivas estuvieron expuestas. Estos promedios se correlacionaron con los valores de abundancia de las especies predominantes, a fin de determinar una posible asociación entre las condiciones meteorológicas y la fluctuación estacional de los insectos.

Monitoreo de enemigos naturales

Para el estudio de los enemigos naturales de ninfas y adultos de auquenorrincos, los ejemplares colectados vivos con red entomológica se examinaron cuidadosamente bajo lupa binocular estereoscópica. Los insectos que presentaron signos de parasitoidismo, fueron colocados en tubos de vidrio con material vegetal fresco, tapados con un algodón embebido en agua, hasta la emergencia del parasitoide adulto (Virla *et al.* 2009b). Los auquenorrincos con parasitoides del orden Strepsiptera fueron separados y su abdomen fue examinado con agujas entomológicas para observar al microscopio la morfología de las cefalotecas y los estadios triangulínidas. La identificación fue realizada por la Dra. Ana María Marino de Remes Lenicov, UNLP.

Para monitorear la presencia de parasitoides de huevos, se colectaron posturas en cítricos y la vegetación asociada, las cuales fueron colocadas en cápsulas de petri hasta la emergencia de los parasitoides oófilos y/o ninfas de auquenorrincos. Los parasitoides que emergieron de las posturas fueron identificados por los especialistas en el grupo: Dr. Daniel Aquino, UNLP y Dr. Eduardo Virla, PROIMI-CONICET.

Otros enemigos naturales hallados en los auquenorrincos colectados, fueron identificados por la Dra. Nora Camino, CEPAVE (nematodos) y la Dra. Andrea Toledo, CIDEFI (hongos entomopatógenos).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Identificación de especies

Durante el período de muestreo se colectaron 6052 insectos pertenecientes a seis familias de auquenorrincos. Cicadellidae y Membracidae fueron las familias más abundantes con 5505 y 458 individuos colectados respectivamente (Tabla III-1).

Del total de individuos colectados, se identificaron 4793 ejemplares (79,2%) pertenecientes a 43 especies de auquenorrincos, de las cuales 41 corresponden a la familia Cicadellidae y dos a Membracidae. La familia Cicadellidae estuvo conformada por 17 especies de la subfamilia Deltocephalinae, 15 de Cicadellinae, tres de Gyponinae, dos especies de Megophthalminae y Typhlocybinae, y una especie de la subfamilia Coelidiinae y de Ledrinae (Tabla III-2) (subfamilias según Dietrich 2005). El material restante no identificado permanece en estudio por los especialistas de cada grupo.

De las especies identificadas, se mencionan dos nuevas citas para Argentina, 25 nuevas citas para la provincia de Entre Ríos y 13 nuevas asociaciones con agroecosistemas citrícolas (Tabla III-2).

Tabla III - 1. Número total de auquenorrincos colectados en agroecosistemas citrícolas de la EEA INTA Concordia, durante el período 2009-2012.

CICADOMORPHA		
CICADOIDEA	Cicadidae	1
CERCOPOIDEA	Cercopidae	10
MEMBRACOIDEA	Cicadellidae	5505
	Membracidae	458
FULGOROMORPHA		
	Delplacidae	49
	Flatidae	29
TOTAL		6052

Tabla III - 2. Especies de auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas de la EEA INTA Concordia, Entre Ríos.

Familia	Subfamilia	Especie
CICADELLIDAE	Cicadellinae	<i>Balacha melanocephala</i> (Signoret) ^{2,3}
		<i>Bucephalogonia xanthophis</i> (Berg) ²
		<i>Dechacona missionum</i> (Berg) ²
		<i>Diedrocephala bimaculata</i> (Gmelin) ²
		<i>Hortensia similis</i> (Walker)
		<i>Macugonalia cavifrons</i> (Stål) ²
		<i>Macugonalia sobrina</i> (Stål) ^{2,3}
		<i>Molomea lineiceps</i> Young
		<i>Oragua triplehorni</i> Young ^{1,2}
		<i>Pawiloma victima</i> (Germar) ^{2,3}
		<i>Plesiommata mollicella</i> (Fowler) ²
		<i>Sibovia sagata</i> (Signoret) ²
		<i>Sonesimia grossa</i> (Signoret) ²
		<i>Syncharina argentina</i> (Berg) ^{2,3}
		<i>Tapajosa rubromarginata</i> (Signoret)
	Coelidiinae	<i>Coelidia</i> sp. ⁴
	Deltoccephalinae	<i>Amplicephalus dubius</i> (Linnavuori) ^{2,3}
		<i>Amplicephalus marginellanus</i> Linnavuori ³
		<i>Amplicephalus</i> sp.
		<i>Atanus</i> sp.
		<i>Balclutha hebe</i> (Kirk.) ^{1,2,3}
		<i>Balclutha</i> sp.
		<i>Clorindaia brasileira</i> Zahniser & Webb ³
		<i>Clorindaia hecaloides</i> Linnavuori ³
		<i>Dalbulus maidis</i> (DeLong & Wolcott) ³
		<i>Exitianus obscurinervis</i> (Stål)
		<i>Faltala brachyptera</i> Oman ³
		<i>Frequenamia spiniventris</i> (Linnavuori) ²
		<i>Haldorus sexpunctatus</i> (Berg)
		<i>Mendozellus asunctia</i> Cheng ^{2,3}
		<i>Scaphytopius bolivianus</i> (Oman) ²
		<i>Spangbergiella vulnerata</i> Signoret
		<i>Stirellus</i> sp.
	Gyponinae	<i>Curtara cóncava</i> DeLong & Freytag ^{2,3}
		<i>Curtara pagina</i> DeLong & Freytag ²
		<i>Curtara samera</i> DeLong & Freytag ²
	Megophthalminae	<i>Agalliana ensigera</i> Oman ²
		<i>Agalliana sticticollis</i> (Stål) ²
	Typhlocybinae	<i>Empoasca</i> sp.
		<i>Protalebrella brasiliensis</i> (Baker)

	Ledrinae	<i>Xerophloea viridis</i> (Fabricius) ²
MEMBRACIDAE	Smiliinae	<i>Cyphonia clavigera</i> (Fabricius) <i>Entylia carinata</i> (Forster) ²

(¹ nueva cita para Argentina, ² nueva cita para la provincia de Entre Ríos, ³ nueva asociación con agroecosistemas citrícolas)

Índices faunísticos y fluctuación estacional

En los muestreos realizados con trampas adhesivas amarillas, cinco especies obtuvieron los mayores índices faunísticos: *F. spiniventris* y *S. bolivianus* fueron predominantes en los tres cultivos estudiados, mientras que *B. xanthophis* y *T. rubromarginata* fueron predominantes en naranja Valencia (lote 1) y *M. lineiceps* en el lote de mandarina Nova (lote 3) (Tabla III-3). En la vegetación circundante a los cítricos, tres especies fueron predominantes en el lote de naranja Valencia: *C. clavigera*, *H. similis* y *T. rubromarginata*, siendo esta última, la única especie predominante en la vegetación circundante al cultivo de naranja Criolla (lote 2). En el lote de mandarina Nova, no hubo especies predominantes en la vegetación espontánea (Tabla III-4).

En la provincia de Misiones, el deltocefalino *F. spiniventris* ha sido colectado abundantemente tanto en cítricos como en la vegetación aledaña al cultivo (Paradell *et al.* 2000, de Coll *et al.* 2006), mientras que en Brasil, fue escasamente hallado sobre la vegetación adyacente a cultivos cítricos y cafetales (Giustolin *et al.* 2009). En el presente estudio, *F. spiniventris* sólo fue colectada con trampas adhesivas donde se comportó como especie predominante. Otro deltocefalino predominante fue *S. bolivianus* (Figura III-6A), el cual también fue hallado sobre la vegetación asociada al cultivo pero en menor número. Resultados similares fueron obtenidos en estudios realizados en Misiones por Paradell *et al.* (2000) y de Coll *et al.* (2006).

En Argentina, *T. rubromarginata* es la especie de proconino con mayor distribución (Paradell *et al.* 2012) y tiene numerosos registros de plantas hospederas entre los que pueden citarse: caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), trigo (*Triticum aestivum* L.), maíz (*Zea mays* L.), cebadilla criolla (*Bromus unioides* L.) (Costilla *et al.* 1972), avena (*Avena sativa* L.), sorgo (*Sorghum vulgare* (Pers.)), lantana (*Lantana camara* L.), álamo (*Populus* sp.), sorgo de alepo (*Sorghum halepense* L.), alfalfa (*Medicago sativa* L.), soja (*Glycine max* Merr), lapacho amarillo

(*Tabebuia lapacho* L.), entre otros (Remes Lenicov *et al.* 1998). En este estudio, fue muy abundante y muy frecuente tanto en los muestreos con trampas adhesivas en los lotes de naranja dulce, como en la vegetación circundante a los tres cultivos estudiados. *Tapajosa rubromarginata* (Figura III-5A) fue la única especie que resultó predominante tanto en los muestreos con trampas adhesivas como en la vegetación asociada al cultivo.

El proconino *M. lineiceps* (Figura III-5B) fue asociado a cultivos de naranja Valencia en Brasil (Azevedo-Filho & Carvalho 2004, 2006). En los estudios realizados en Misiones no fue hallada (Remes Lenicov *et al.* 1999), mientras que en la provincia de Corrientes fue colectada en bajo número sobre cítricos (Beltrán *et al.* 2004). En Entre Ríos, estuvo presente en las tres variedades cítricas muestreadas y fue una especie predominante en los muestreos con trampas adhesivas en el cultivo de mandarina Nova. En la vegetación circundante al cultivo sólo fue colectado un ejemplar. Otra especie del mismo género, *M. cincta* (Signoret), es considerada vector potencial de CVC en Brasil (Fundecitrus 1999).

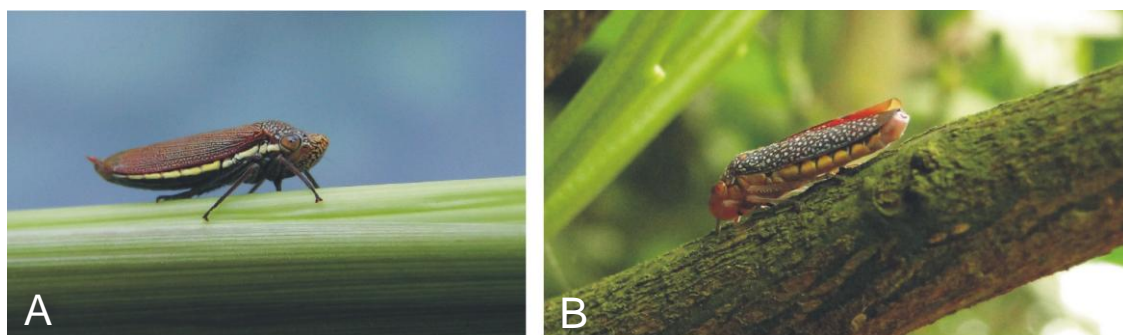


Figura III - 5. (A) *Tapajosa rubromarginata* sobre gramínea. (B) *Molomea lineiceps* sobre mandarina Nova.

La especie *B. xanthophis* es uno de los principales vectores de CVC en Brasil (Marucci *et al.* 2008), donde es hallada frecuentemente sobre cítricos y la vegetación asociada al cultivo (Coelho *et al.* 2008, Yamamoto *et al.* 2002). Sin embargo, algunas investigaciones la mencionan como una especie accidental y poco abundante, siendo en estos casos *Dilobopterus costalimai* (Young) la especie predominante (Nunes *et al.* 2007, Giustolin *et al.* 2009, Molina *et al.* 2006, 2010). En Argentina, *B. xanthophis* (Figura III-6B) predomina en cultivos de naranja Valencia en las provincias de Misiones, Corrientes (Remes Lenicov *et al.* 1999, Beltrán *et al.* 2004) y Entre Ríos

(Tabla III-3), aunque también es hallada en la vegetación circundante al cultivo (Tabla III-4).

En la provincia de Entre Ríos el cicadelino *H. similis* (Figura III-6C), se comporta como una especie de ocurrencia accidental en los agroecosistemas cítricos (Tabla III-3), como lo sugieren diversos estudios brasileiros (Yamamoto *et al.* 2002, Molina *et al.* 2006, 2010, Nunes *et al.* 2007). Sin embargo, resultó ser una especie predominante sobre la vegetación asociada al cultivo de naranja Valencia (Tabla III-4), donde según Remes Lenicov *et al.* (1999) cumple su ciclo biológico.

El membrácido *C. clavigera* (Figura III-6D), ha sido asociado a cultivos cítricos en diversos estudios realizados en Brasil, donde se comporta como una especie accidental y no dominante (Yamamoto & Gravena 2000, Giustolin *et al.* 2009). Sin embargo en Entre Ríos, ha sido predominante en la vegetación adyacente al cultivo de naranja Valencia, y muy abundante en el lote de naranja Criolla, tanto en los muestreos con trampas adhesivas como con red entomológica en la vegetación asociada (Tabla III-3) (Tabla III-4).



Figura III - 6. Especies predominantes de auquenorrincos: (A) *Scaphytopius bolivianus*, (B) *Bucephalogonia xanthophis*, (C) *Hortensia similis*, (D) *Cyphonia clavigera*.

Durante el período de muestreo, cinco especies de auquenorrincos fueron colectadas en todos los sitios muestreados, es decir, tanto con trampas adhesivas como con red y trampas de agua en los tres cultivos estudiados: *C. clavigera*, *D. bimaculata*, *P. brasiliensis*, *T. rubromarginata* y *X. viridis* (Tabla III-3) (Tabla III-4).

Del total de especies identificadas en este estudio, 11 sólo fueron colectadas con trampas adhesivas amarillas: *Coelidia* sp., *C. concava*, *C. pagina*, *C. samera*, *D. maidis*, *E. carinata*, *F. spiniventris*, *M. cavifrons*, *M. sobrina*, *P. victima* y *Stirellus* sp.

(Tabla III-3); mientras que 15 especies sólo estuvieron asociadas a la vegetación circundante a los cultivos cítricos: *Amplicephalus* sp., *A. dubius*, *A. marginellanus*, *Atanus* sp., *B. melanocephala*, *C. brasileira*, *C. hecaloides*, *D. missionum*, *Empoasca* sp., *E. obscurinervis*, *F. brachyptera*, *H. sexpunctatus*, *M. asunctia*, *S. sagata* y *S. argentina* (Tabla III-4).

Si bien la especie *D. maidis* fue colectada con trampas adhesivas, su presencia en el agroecosistema citrícola es accidental, por tratarse de una especie monófaga, la cual sólo se alimenta de especies vegetales del género *Zea* L. (maíz y teosintes) (Triplehorn & Nault 1985).

Los estudios realizados en Misiones por Remes Lenicov *et al.* (1999), Paradell *et al.* (2000) y de Coll *et al.* (2006), registraron a las especies *H. sexpunctatus* y *S. sagata* tanto en la vegetación aledaña como en el cultivo cítrico, mientras que *C. pagina*, *C. samera*, *E. carinata*, *F. spiniventris* y *M. cavifrons* también fueron colectadas en la vegetación asociada al cultivo. Otra diferencia con los registros de Misiones se observa para las especies *A. sticticollis*, *S. vulnerata* y *X. viridis*, las cuales en la provincia de Entre Ríos se colectaron con trampas adhesivas y con las técnicas utilizadas en la vegetación asociada al cultivo, mientras que en Misiones se colectaron sólo sobre la vegetación circundante las primeras dos especies y sólo sobre cítricos *S. vulnerata* (Tabla III-3) (Tabla III-4).

El análisis de correlación entre los valores de abundancia de las cinco especies predominantes obtenidos del monitoreo con trampas adhesivas y las variables meteorológicas temperatura, humedad relativa y precipitaciones, demostró que la abundancia de *S. bolivianus* se correlaciona positivamente con las temperaturas máximas y mínimas. Una tendencia similar pero menos acentuada se observó para *F. spiniventris* (Tabla III-5). Durante el período de muestreo, ambas especies presentaron aumentos poblacionales en los meses de verano y descensos durante el invierno (Figura III-7). Estos resultados concuerdan con las observaciones de Molina *et al.* (2006) y Nunes *et al.* (2007) realizadas en cultivos citrícolas de Brasil.

Tabla III - 3. Índices faunísticos de los auquenorrincos colectados con trampas adhesivas amarillas en agroecosistemas citrícolas de la EEA INTA Concordia, Entre Ríos (Las especies predominantes se indican sombreadas).

Especie	Muestreos con trampas adhesivas amarillas											
	Lote 1				Lote 2				Lote 3			
	n	A	F/D	C	n	A	F/D	C	n	A	F/D	C
<i>Agalliana ensigera</i>	19	c	F	Z					2	r	PF	Z
<i>Agalliana sticticollis</i>					2	r	PF	Z	4	d	F	Z
<i>Balclutha sp.</i>	14	c	F	Z								
<i>Bucephalogonia xanthophis</i>	74	ma	MF*	W	15	c	F	Z	3	d	F	Z
<i>Coelidia sp</i>	1	r	PF	Z								
<i>Curtara cóncava</i>					2	r	PF	Z				
<i>Curtara pagina</i>									1	r	PF	Z
<i>Curtara samera</i>	6	d	PF	Z	19	c	F	Z	1	r	PF	Z
<i>Cyphonia clavigera</i>	10	c	F	Z	62	ma	MF*	Y	12	c	F	Z
<i>Dalbulus maidis</i>	1	r	PF	Z	2	r	PF	Z	2	r	PF	Z
<i>Diedrocephala bimaculata</i>	13	c	F	Z	16	c	F	Z	7	c	F	Z
<i>Entylia carinata</i>	18	c	F	Z	12	c	F	Z	3	c	F	Z
<i>Frequenamia spiniventris</i>	139	ma	MF*	W	140	ma	MF*	W	986	ma	MF*	W
<i>Hortensia similis</i>	1	r	PF	Z								
<i>Macugonalía cavifrons</i>									1	r	PF	Z
<i>Macugonalía sobrina</i>	2	r	PF	Z	6	r	PF	Z	1	r	PF	Z
<i>Molomea lineiceps</i>	30	c	F*	Y	39	ma	MF*	Y	633	ma	MF*	W
<i>Oragua triplehorni</i>	3	r	PF	Z	2	r	PF	Z	1	r	PF	Z
<i>Pawiloma victima</i>	1	r	PF	Z								
<i>Plesiommata mollicella</i>					1	r	PF	Z	4	d	F	Z
<i>Protalebrella brasiliensis</i>	6	d	PF	Z	4	r	PF	Z	2	r	PF	Z
<i>Scaphytapius bolivianus</i>	156	ma	MF*	W	71	ma	MF*	W	1601	ma	MF*	W
<i>Sonesimia grossa</i>									1	r	PF	Z
<i>Spangbergiella vulnerata</i>	1	r	PF	Z								
<i>Stirellus sp.</i>									1	r	PF	Z
<i>Tapajosa rubromarginata</i>	60	ma	MF*	W	101	ma	MF*	Y	82	c	F	W
<i>Xerophloea viridis</i>	8	d	PF	Z	1	r	PF	Z	3	d	F	Z
N		563				495				3351		
S		20				17				21		

(n: número total de individuos colectados, A: abundancia, F: frecuencia, D: dominancia, C: constancia.

Los valores de frecuencia con * son Dominantes, el resto son No Dominantes)

Tabla III - 4. Índices faunísticos de los auquenorrincos colectados con red entomológica y trampas de agua en la vegetación circundante a cultivos cítricos de la EEA INTA Concordia, Entre Ríos (Las especies predominantes se indican sombreadas).

Especie	Muestreos con red entomológica y trampas de agua											
	Lote 1				Lote 2				Lote 3			
	n	A	F/D	C	n	A	F/D	C	n	A	F/D	C
<i>Agalliana ensigera</i>	1	r	PF	Z	2	c	F	Z	4	ma	MF*	Z
<i>Agalliana sticticollis</i>	1	r	PF	Z	16	ma	MF*	Y	11	ma	MF*	Y
<i>Amplicephalus dubius</i>									1	r	PF	Z
<i>Amplicephalus marginellanus</i>	2	d	PF	Z					1	r	PF	Z
<i>Amplicephalus sp.</i>	1	r	PF	Z	3	c	F	Z	3	c	F*	Z
<i>Atanus sp.</i>									1	r	PF	Z
<i>Balacha melanocephala</i>					1	r	PF	Z				
<i>Balclutha hebe</i>	27	ma	MF*	Z								
<i>Balclutha sp.</i>					55	ma	MF*	Z	1	r	PF	Z
<i>Bucephalogonia xanthophis</i>	3	c	F	Z								
<i>Clorindaia brasileira</i>	1	r	PF	Z					2	c	F	Z
<i>Clorindaia hecaloides</i>					1	r	PF	Z				
<i>Cyphonia clavigera</i>	30	ma	MF*	W	14	ma	MF*	Y	1	r	PF	Z
<i>Dechacona missionum</i>					1	r	PF	Z				
<i>Diedrocephala bimaculata</i>	8	c	F*	Y	1	r	PF	Z	3	c	F*	Z
<i>Empoasca sp.</i>									1	r	PF	Z
<i>Exitianus obscurinervis</i>	1	r	PF	Z					5	ma	MF*	Z
<i>Faltala brachyptera</i>	1	r	PF	Z	2	c	F	Z				
<i>Haldorus sexpunctatus</i>	12	ma	MF*	Z	6	c	F*	Z				
<i>Hortensia similis</i>	27	ma	MF*	W	6	c	F*	Y				
<i>Mendozellus asunctia</i>	2	d	PF	Z								
<i>Molomea lineiceps</i>									1	r	PF	Z
<i>Oragua triplehorni</i>					3	c	F	Z				
<i>Plesiommatia mollicella</i>	17	ma	MF*	Y	7	c	F*	Z	3	c	F*	Z
<i>Protalebrella brasiliensis</i>	8	c	F*	Y	4	c	F	Z	5	ma	MF*	Y
<i>Scaphytopius bolivianus</i>									8	ma	MF*	Y
<i>Sibovia sagata</i>	2	d	PF	Z								
<i>Sonesimia grossa</i>	2	d	PF	Z	4	c	F	Y				
<i>Spangbergiella vulnerata</i>	3	c	F	Z	2	c	F	Z	1	r	PF	Z
<i>Syncharina argentina</i>					1	r	PF	Z	1	r	PF	Z
<i>Tapajosa rubromarginata</i>	22	ma	MF*	W	11	ma	MF*	W	12	ma	MF*	Y
<i>Xerophloea viridis</i>	1	r	PF	Z	4	c	F	Y	3	c	F*	Z
N			172				144				68	
S			21				20				20	

(n: número total de individuos colectados, A: abundancia, F: frecuencia, D: dominancia, C: constancia.

Los valores de frecuencia con * son Dominantes, el resto son No Dominantes)

La abundancia de las restantes especies predominantes, *M. lineiceps*, *T. rubromarginata* y *B. xanthophis*, no se correlaciona con ninguna de las variables meteorológicas analizadas (Tabla III-5). Sin embargo, durante el período de muestreo se pudieron observar dos aumentos poblacionales al año (Figura III-8): uno en los meses de verano (diciembre y enero) y otro durante el invierno (julio, agosto y septiembre). En Brasil, Menegatti *et al.* (2008) también observó incrementos poblacionales de especies relacionadas durante el mes de agosto. Los datos de evolución fenológica de los tres cultivos estudiados, demostraron que estas variedades cítricas tuvieron dos momentos de brotación a lo largo del año, uno de menor proporción durante los meses de verano (diciembre y enero) y otro mayor en los meses de invierno (julio, agosto y septiembre). Algunos autores han observado en varias especies de cicadelinos, una preferencia por los brotes jóvenes en crecimiento de las plantas cítricas (Purcell 1975, Marucci *et al.* 2004). Esto podría explicar el aumento poblacional de los cicadelinos *M. lineiceps*, *T. rubromarginata* y *B. xanthophis* durante los meses de invierno.

Tabla III - 5. Análisis de Correlación entre las variables climáticas y la abundancia de las especies predominantes colectadas con trampas adhesivas, en agroecosistemas citrícolas de la EEA INTA Concordia, Entre Ríos

Especies	Temperatura máxima	Temperatura mínima	Humedad Relativa	Precipitaciones
<i>Frequenamia spiniventris</i>	0,57	0,61	0,02	0,3
<i>Scaphytopius bolivianus</i>	0,75	0,79	-0,22	0,32
<i>Molomea lineiceps</i>	-0,12	-0,13	-0,01	0,1
<i>Tapajosa rubromarginata</i>	0,05	0,13	0,07	0,22
<i>Bucephalogonia xanthophis</i>	-0,48	-0,44	0,23	0,03

El tipo de alimentación y el rango de plantas hospederas influyen en la estacionalidad de los auquenorrincos. Según Novotny & Basset (1998), los alimentadores de mesófilo muestran una mayor estacionalidad comparada con los alimentadores de floema y xilema. Muchos auquenorrincos, principalmente las especies que se alimentan de xilema, tienden a ser polífagos, alimentándose sobre cítricos y otros hospederos alternativos que son importantes para su desarrollo. Las especies polífagas exhibirán una estacionalidad menos marcada, debido a que la selección de la planta huésped depende en gran parte de la composición del fluido xilemático, del estado nutricional de cada planta y del momento del día, entre otros factores (Novotny & Basset 1998, Milanez *et al.* 2001, Redak *et al.* 2004, Giustolin *et al.* 2009).

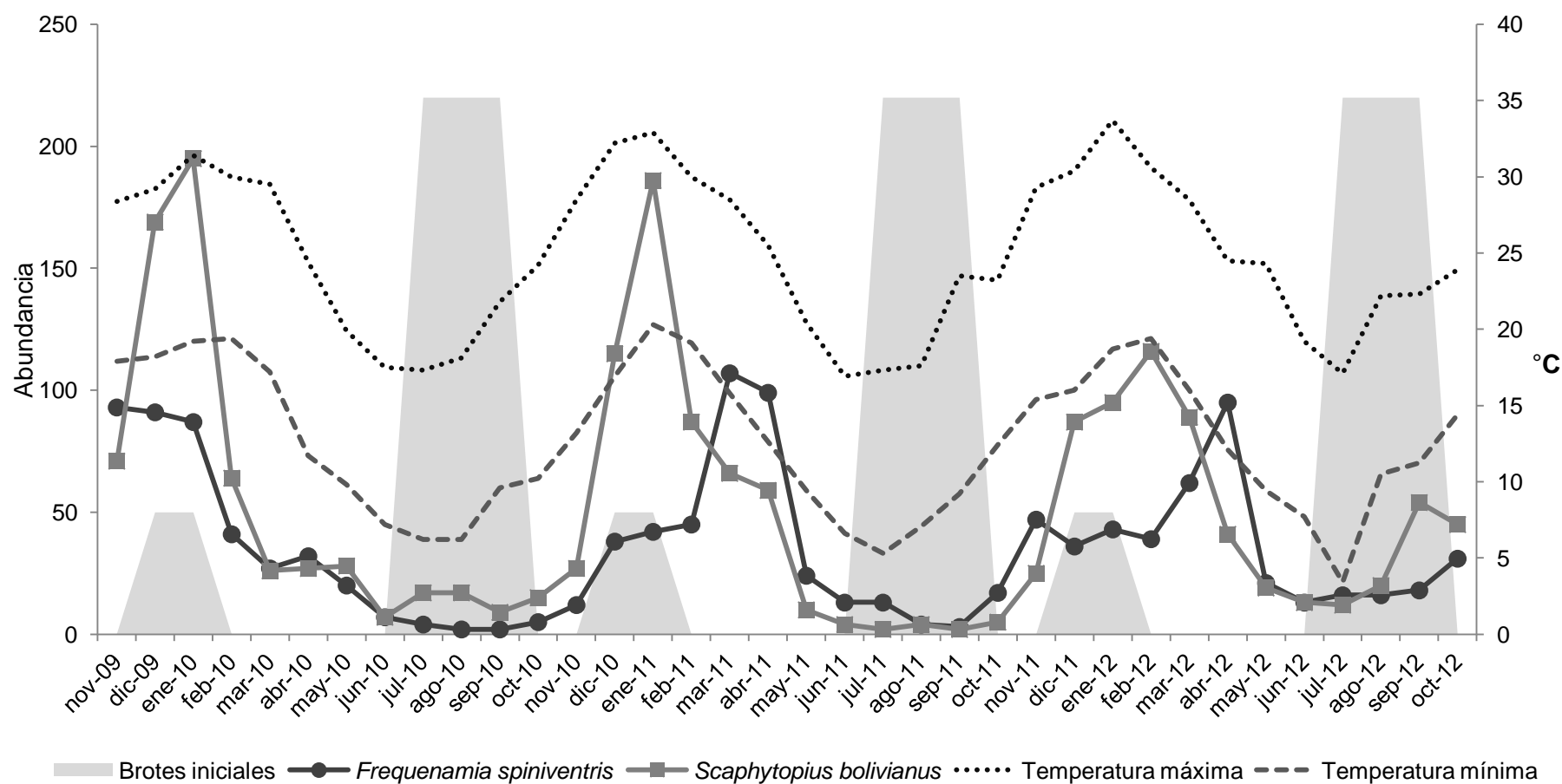


Figura III - 7. Fluctuación estacional de dos especies predominantes, colectadas con trampas adhesivas en agroecosistemas citrícolas de la EEA INTA Concordia, Entre Ríos (Los datos de la variable “brotes iniciales” son ilustrativos y fueron tomados de FRUTIC).

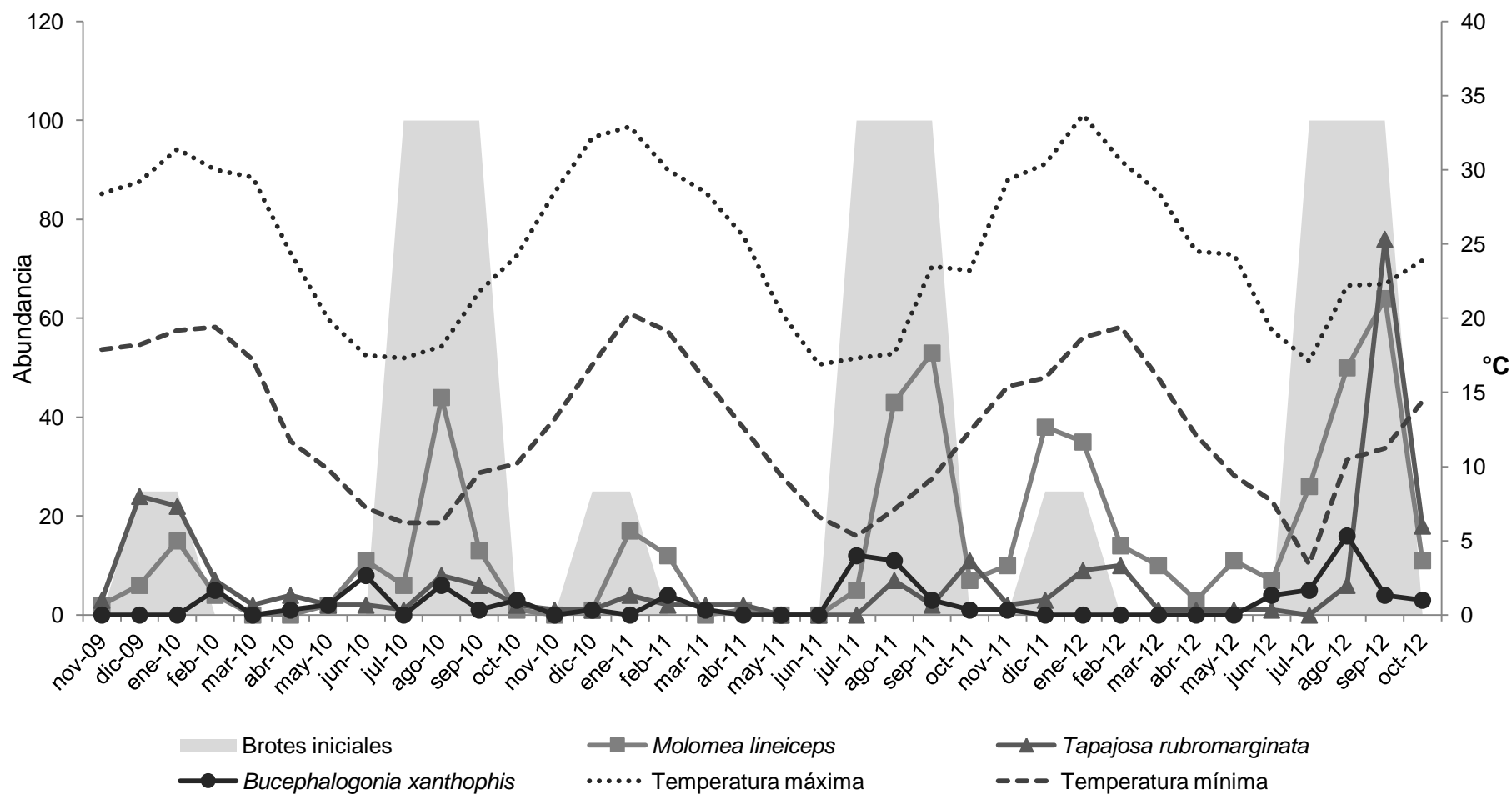


Figura III - 8. Fluctuación estacional de tres especies predominantes de cicadelinos, colectadas con trampas adhesivas en agroecosistemas citrícolas de la EEA INTA Concordia, Entre Ríos (Los datos de la variable “brotes iniciales” son ilustrativos y fueron tomados de FRUTIC).

Monitoreo de Enemigos Naturales

Durante los tres años de muestreo se registraron los enemigos naturales de los auquenorrincos asociados a agroecosistemas citrícolas en Entre Ríos: hongos entomopatógenos, parásitos nematodes, parasitoides oófilos y parasitoides de insectos adultos.

El hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* (Balsamo-Crivelli) Vuillemin, fue hallado en dos especies de proconinos, *T. rubromarginata* y *M. lineiceps*, colectadas en el lote de mandarina Nova con trampas adhesivas amarillas durante los meses de julio y agosto de 2010 y septiembre de 2011. Este hongo, parece ser un buen candidato como agente de control biológico de auquenorrincos en Argentina (Toledo *et al.* 2007).

Un nematode de la familia Mermithidae fue registrado parasitando a una ninfa de *H. similis* (Figura III-9), colectada con trampa de agua en el lote de naranja Valencia. Debido a la metodología de colecta, en la cual los especímenes que caen en las trampas de agua son colocados en alcohol 96%, el nematode se preservó dentro o en proceso de salida de su hospedero. Esto significa que el parásito era juvenil y no adulto, estado necesario para la identificación de la especie (Poinar 1975). La mayoría de los mermítidos parasitan insectos, pero también se encuentran en arañas, crustáceos, moluscos y otros nematodes. Dentro de los insectos, los mermítidos parasitan colémbolos (Collembola), pulgas (Siphonaptera), grillos (Orthoptera), chinches y chicharritas (Hemiptera) (Helden 2008, Camino & Achinelly 2011). Según Poinar (1975) la mayoría de las asociaciones con hemípteros son probablemente infecciones accidentales.



Figura III - 7. (A y B) Ninfa del cicadelino *Hortensia similis* parasitada por nematode de la familia Mermithidae.

Dos tipos de posturas fueron predominantes en las observaciones a campo, ambas cubiertas de brocosomas, razón por la cual, pertenecen a ejemplares de la tribu Proconiini (subfam. Cicadellinae). Tres especies de la tribu fueron halladas en este estudio: *M. lineiceps*, *T. rubromarginata* y *D. missionum*, pero sólo de las dos primeras se conoce la producción de brocosomas de huevos (Azevedo-Filho *et al.* 2008).

De varias posturas colectadas sobre hojas cítricas, emergieron ninfas del proconino *M. lineiceps* y parasitoides de la especie *Gonatocerus annulicornis* (Ogloblin) (Hymenoptera: Mymaridae) (Figura III-10). La asociación entre éstas dos especies ya había sido registrada por Paradell *et al.* (2012).

De varias posturas colectadas sobre gramíneas, emergieron ninfas de *T. rubromarginata* y parasitoides oófilos de la especie *Gonatocerus* sp. aff. *tuberculifemur* (Clado 1) (Hymenoptera: Mymaridae) (Triapitsyn *et al.* 2008, 2010). Esta avispa parasitoide es un potencial candidato para el control biológico del proconino *Homalodisca vitripennis* Germar, uno de los principales vectores del fitopatógeno *X. fastidiosa* en Estados Unidos (Virla *et al.* 2005). Además, otras especies de mimáridos son parasitoides de huevos de *T. rubromarginata* (Triapitsyn *et al.* 2007, 2008, 2010, Luft Albarracin *et al.* 2009), como también las especies *Paracentrobia tapajosae* Viggiani y *Zagella delicata* Girault de la familia Trichogrammatidae (Logarzo *et al.* 2004, Virla *et al.* 2009a).



Figura III - 8. *Gonatocerus annulicornis* (Hymenoptera: Mymaridae), parasitoide oófilo del proconino *Molomea lineiceps* (Fotografía tomada por Daniel Aquino).

Los Strepsiptera, de distribución cosmopolita, exhiben un marcado dimorfismo sexual en el cual el macho adulto es de vida libre y la hembra neoténica es endoparásita permanente de su hospedero (excepto la familia Mengenillidae, en la cual la hembra es de vida libre). Los estrepsípteros parasitoidizan (o “estilopizan” según algunos autores) a diversos grupos de insectos, entre los que se encuentran los auquenorrincos (Kathirithamby 1987). En Argentina se conocen estrepsípteros de las familias Halictophagidae y Elenchidae afectando a diversas especies de auquenorrincos (Remes Lenicov 1970, Remes Lenicov & Tesón 1975, Remes Lenicov *et al.* 1991).

En los muestreos realizados en agroecosistemas citrícolas de la provincia de Entre Ríos, se hallaron estrepsípteros de la familia Halictophagidae en las especies de cicadélidos *H. similis*, *M. lineiceps*, *P. mollicella* y *T. rubromarginata*. Remes Lenicov & Tesón (1985) encontraron estrepsípteros de la misma familia en *H. similis* en cultivos de arroz, mientras que Remes Lenicov *et al.* (1999) y de Coll *et al.* (2006) citan a estos parasitoides en varias especies de cicadélidos asociados a cultivos citrícolas en la provincia de Misiones.

Desde octubre de 2009 a febrero de 2010 y mediante las tres técnicas de muestreo, se colectaron 90 adultos del proconino *T. rubromarginata*, 47 de ellos (52,2%) parasitoidizados por el estrepsíptero *Halictophagus placula* (Remes Lenicov & Tesón). Según nuestras observaciones, las formas emergentes del parasitoide se localizaron en las partes laterales del abdomen (Figura III-11), predominando los machos en una posición tergo-lateral izquierda y las hembras pleuro-lateral izquierda, localizados con preferencia de los segmentos V y VI (Tabla III-5). Remes Lenicov & Tesón (1975) describieron la especie *H. placula* en otros hospederos cicadélidos y observaron una disposición similar de las formas emergentes tanto machos como hembras.

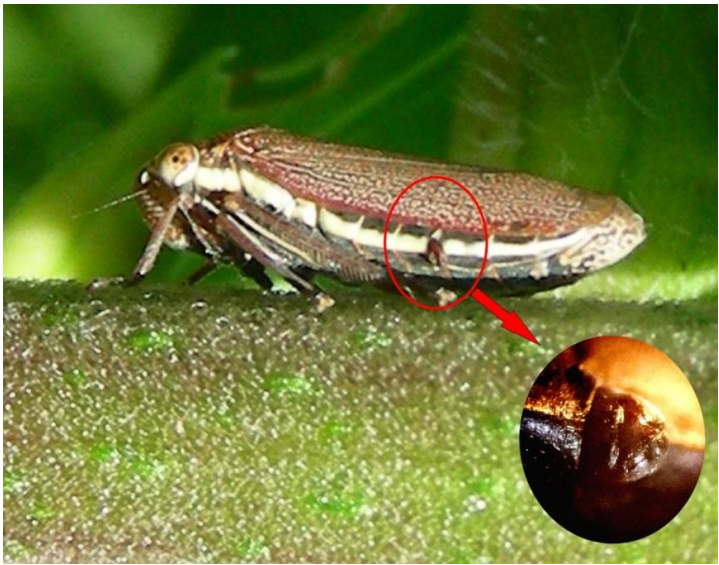


Figura III - 9. *Halictophagus placula* (Strepsiptera: Halictophagidae) en el proconino *Tapajosa rubromarginata*.

Tabla III - 6. Localización de las formas emergentes de *Halictophagus placula* (Remes Lenicov & tesón) en el proconino *Tapajosa rubromarginata*.

<i>Tapajosa rubromarginata</i>		hembras		machos		Número de parasitoides/segmento
Segmentos abdominales	Ubicación del parasitoide	♀♀	♂♂	♀♀	♂♂	
IV	PLI					9
	PLD	1		1		
	TLI	1	2		2	
	TLD		1		1	
V	PLI					13
	PLD					
	TLI	1	1	1	5	
	TLD		2		3	
VI	PLI					16
	PLD			2		
	TLI	4		2	3	
	TLD		3		2	
VII	PLI					3
	PLD					
	TLI				1	
	TLD				2	
TOTAL		7	9	6	19	

(PLI: pleuro-lateral izquierda, PLD: pleuro-lateral derecha, TLI: tergo-lateral izquierda, TLD: tergo-lateral derecha)

CONCLUSIONES

Durante los tres años de muestreo se colectaron 6052 insectos, pertenecientes a seis familias de auquenorrincos, de las cuales Cicadellidae y Membracidae fueron las más abundantes con 5505 y 458 individuos respectivamente.

Se identificaron 41 especies de la familia Cicadellidae, pertenecientes a las subfamilias Cicadellinae, Coelidiinae, Deltocephalinae, Gyponinae, Ledrinae, Megophthalminae y Typhlocybinae, y dos especies de la familia Membracidae.

De las especies identificadas, se mencionan dos nuevas citas para Argentina: *B. hebe* y *O. triplehorni*; 25 nuevas citas para la provincia de Entre Ríos: *A. ensigera*, *A. sticticollis*, *B. melanocephala*, *B. xanthophis*, *D. missionum*, *D. bimaculata*, *M. cavifrons*, *M. sobrina*, *O. triplehorni*, *P. victima*, *P. mollicella*, *S. sagata*, *S. grossa*, *S. argentina*, *Coelidia* sp., *A. dubius*, *B. hebe*, *F. spiniventris*, *M. asunctia*, *S. bolivianus*, *C. concava*, *C. pagina*, *C. samera*, *X. viridis* y *E. carinata*; y 13 nuevas asociaciones con agroecosistemas citrícolas: *B. melanocephala*, *M. sobrina*, *P. victima*, *S. argentina*, *T. rubromarginata*, *A. dubius*, *A. marginellanus*, *B. hebe*, *C. brasileira*, *C. hecaloides*, *D. maidis*, *F. brachyptera*, *M. asunctia* y *C. concava*.

En los muestreos realizados con trampas adhesivas amarillas, cinco especies fueron predominantes: *B. xanthophis* y *T. rubromarginata* en naranja Valencia, *M. lineiceps* en mandarina Nova, y *F. spiniventris* y *S. bolivianus* en los tres cultivos estudiados. En la vegetación circundante a los cítricos, tres especies fueron predominantes en el lote de naranja Valencia: *C. clavigera*, *H. similis* y *T. rubromarginata*. Esta última, fue predominante también en el lote naranja Criolla. En mandarina Nova, no hubo especies predominantes en la vegetación espontánea.

El análisis de correlación realizado con los valores de abundancia de las especies predominantes obtenidos del monitoreo con trampas adhesivas y las variables climáticas temperatura, humedad relativa y precipitaciones, demostró que la abundancia de *S. bolivianus* se correlaciona positivamente con las temperaturas máximas y mínimas. Una tendencia similar pero menos acentuada se observó para *F. spiniventris*. Durante el período de muestreo, ambas especies presentaron aumentos poblacionales en los meses de verano y descensos durante el invierno.

La abundancia de *M. lineiceps*, *T. rubromarginata* y *B. xanthophis* no se correlacionó con ninguna de las variables climáticas analizadas. Sin embargo, durante el período de muestreo se pudieron observar dos aumentos poblacionales en el año:

uno en los meses de verano (diciembre y enero) y otro durante el invierno (julio, agosto y septiembre). El incremento poblacional en los meses de invierno, coincide con el incremento de brotes iniciales en los árboles cítricos, por los cuales los cicadelinos tienen preferencia alimenticia.

Se registraron los enemigos naturales de los auquenorrincos presentes en el área estudiada: el hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* afectando adultos de los proconinos *T. rubromarginata* y *M. lineiceps*; un nematode de la familia Mermithidae parasitando a una ninfa de *H. similis*; parasitoides oófilos del género *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) en posturas de *M. lineiceps* sobre cítricos y de *T. rubromarginata* sobre gramíneas; y estrepsípteros de la familia Halictophagidae en adultos de *H. similis*, *M. lineiceps* y *P. mollicella*, habiendo identificado a la especie *Halictophagus placula* en adultos del proconino *T. rubromarginata*.

Capítulo IV

Detección de *Xylella fastidiosa* en cicadelinos y otros auquenorrincos

INTRODUCCIÓN

Xylella fastidiosa

Xylella fastidiosa Wells *et al.* (Xanthomonadaceae) es una bacteria Gram negativa que habita en el xilema de las plantas y causa severas enfermedades a un amplio rango de cultivos y plantas ornamentales (Hopkins 1989, Hopkins & Purcell 2002). Cuatro subespecies de *X. fastidiosa* han sido genética y biológicamente caracterizadas (Chen *et al.* 1992, Pooler & Hartung 1995, da Costa *et al.* 2000, Almeida & Purcell 2003). En Norteamérica se aislaron las subespecies *multiplex* y *fastidiosa*, causantes de *Pierce's Disease* en vid y *Almond Leaf Scorch* en almendro, y la subespecie *sanyí*, agente causal de *Oleander Leaf Scorch* en adelfa. En Sudamérica, la subespecie *pauca*, ocasiona enfermedades como *Coffe Leaf Scorch* en cafetales, *Plum Leaf Scald* en ciruelos y Clorosis Variegada de los cítricos (Li *et al.* 2001, Qin *et al.* 2001, Schaad *et al.* 2004, Schuenzel *et al.* 2005).

La bacteria *X. fastidiosa* se distribuye ampliamente en América, desde Estados Unidos hasta Argentina, produciendo sustanciales pérdidas económicas en diversos cultivos (Redak *et al.* 2004, Hernandez-Martinez *et al.* 2006). En Argentina, *Plum Leaf Scald* ha estado presente desde 1935 en el Delta del Paraná, Entre Ríos (Fernández-Valiela 1969), aunque recién en 1975 el agente causal de esa enfermedad fue identificado como *X. fastidiosa* (Kitajima *et al.* 1975). En las provincias de Mendoza, San Juan, La Rioja y Catamarca, la bacteria causa *Almond Leaf Scorch* en plantaciones de almendros (Nome *et al.* 1992) y se halló en numerosas malezas encontradas en el interior y en los alrededores de cultivares de almendros severamente infectados en Catamarca (Haelterman *et al.* 1996).

Clorosis Variegada de los Cítricos

La Clorosis Variegada de los Cítricos (CVC), fue reportada por primera vez en Argentina en 1984 bajo el nombre de “pecosita” (Contreras 1990) y posteriormente asociada con *X. fastidiosa* (de Coll *et al.* 2000a, 2000b). En 1987 la enfermedad fue detectada en el estado de San Pablo, Brasil, y desde allí se dispersó a otras regiones brasileras, Paraguay y Costa Rica, siendo este último país, muy próximo a las grandes áreas productoras citrícolas de México y Estados Unidos (Ayres 2001, Aguilar *et al.* 2005, Laranjeira *et al.* 2005).

En el xilema de la planta, la bacteria *X. fastidiosa* (Figura IV-1) se multiplica y forma colonias con una estructura característica llamada *biofilm*. Esta estructura se forma por agregados bacterianos envueltos por una matriz polimérica de producción propia, junto con gomas y otras sustancias vegetales. Cuando los *biofilms* son suficientemente grandes, pueden ocluir completamente los vasos del xilema y bloquear el transporte de agua. Este fenómeno está directamente relacionado con la mayoría de los síntomas reportados en las enfermedades asociadas con la presencia de *X. fastidiosa* (Tyson *et al.* 1985, Purcell & Hopkins 1996, Marques *et al.* 2002).

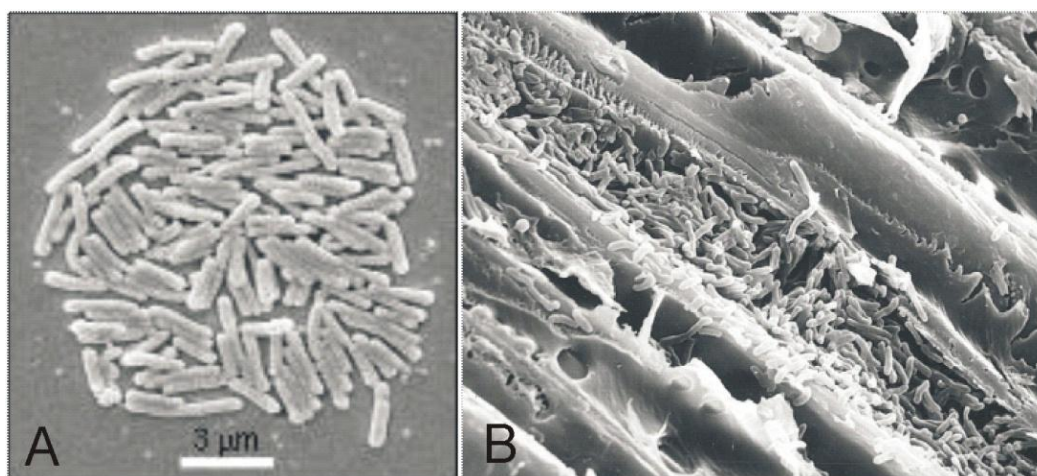


Figura IV - 1. (A) *Xylella fastidiosa* (tomada de Mizell *et al.* 2003), (B) micrografía electrónica de barrido mostrando *X. fastidiosa* en los vasos del xilema de una planta de naranja dulce (tomada de Damsteegt *et al.* 2006).

Los síntomas que caracterizan a CVC son: manchas cloróticas en hojas y frutos, marchitamiento, lesiones necróticas similares a las producidas por deficiencia de zinc, muerte progresiva del dosel, y fruta pequeña y dura (Damsteegt *et al.* 2006) (Figura IV-2). Casi todas las variedades de naranja dulce son susceptibles a la infección por *X. fastidiosa*, pero la gravedad de los síntomas puede ser variable. Limones, limas, mandarinas, híbridos de mandarina, kumquats, naranja Trifolio y pomelo muestran síntomas menos severos, mientras que las cidras, toronjas y limas Rangpur son tolerantes a CVC (Phillips 1999). Las malezas, arbustos y árboles alledaños a los cultivos se comportan como reservorios del patógeno (Mizell *et al.* 2003).

Actualmente en Brasil, CVC se halla en muchas de las principales áreas productoras cítricas, siendo responsable de pérdidas que llegan a los 100 millones

de dólares al año (Neves 2000, Hopkins & Purcell 2002). En Argentina, CVC se detectó en plantas de naranja dulce y en malezas asociadas al cultivo en las provincias de Misiones (de Coll 1996, de Coll *et al.* 2000a), Corrientes (Beltrán *et al.* 2004) y recientemente se ha oficializado en el Departamento Concordia, provincia de Entre Ríos, afectando plantas de naranja dulce y mandarina (Costa *et al.* 2009). Aún se desconocen las pérdidas anuales ocasionadas por CVC en cada región afectada en nuestro país.

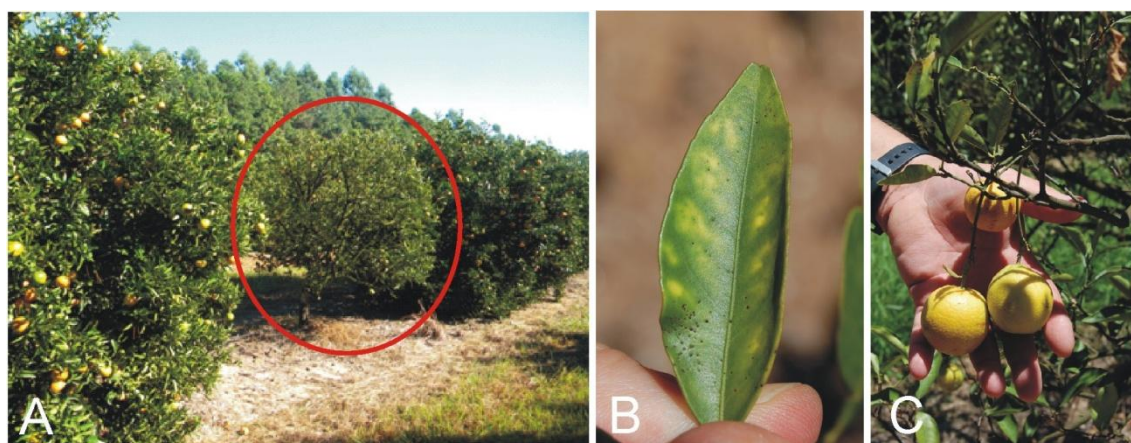


Figura IV - 2. Síntomas de CVC. (A) Híbrido de mandarina Nova con sintomatología evidente, (B) manchas cloróticas en hoja de naranja dulce Valencia Late, (C) reducción del tamaño de los frutos (Las fotografías fueron tomadas en la EEA INTA Concordia, Entre Ríos).

Detección y Transmisión de *Xylella fastidiosa*

Los hemípteros auquenorrincos son insectos exclusivamente fitófagos, con diferentes hábitos alimenticios. La mayoría se alimenta de los haces vasculares del floema, mientras que un grupo reducido formado por las superfamilias Cicadoidea, Cercopoidea y dentro de Membracoidea, la subfamilia Cicadellinae, se alimenta de xilema. Sólo la subfamilia Typhlocybinae se alimenta del mesófilo del tejido vegetal (Takiya 2007).

La transmisión de *X. fastidiosa* se produce mediante insectos hemípteros de las familias Cicadellidae (principalmente subfamilia Cicadellinae), Cercopidae (Redak *et al.* 2004) y recientemente se ha detectado la bacteria en especies de la familia Membracidae (Zhang *et al.* 2011). En total, 39 especies de Cicadellinae y 5 especies de Cercopidae son vectores confirmados de *X. fastidiosa* en América (Redak *et al.* 2004, Yamamoto *et al.* 2007).

Los insectos pueden adquirir *X. fastidiosa* al alimentarse de una planta infectada. La bacteria se multiplica en el precibario y cibario de los insectos vectores y aparentemente está limitada a esta zona del intestino anterior. Los insectos adultos mantienen la infectividad toda su vida (Hill & Purcell 1995, Almeida & Purcell 2006, Alves *et al.* 2008), sin embargo, las ninfas pierden su capacidad de transmisión después de la muda (Purcell & Finlay 1979) cuando el revestimiento cuticular del intestino anterior es eliminado, y no hay evidencia de transmisión transovárica (Freitag 1951, Redak *et al.* 2004).

Diversas investigaciones realizadas en Brasil, confirmaron como vectores de *X. fastidiosa* causante de CVC, a 12 especies de la subfamilia Cicadellinae (Roberto *et al.* 1996, Krugner *et al.* 2000, Yamamoto *et al.* 2002, 2007, Fundecitrus 2007) (Tabla IV-1). Nueve de esas especies están presentes en el litoral argentino: *Acrogonia citrina* Marucci & Cavichioli, *A. virescens* (Metcalf), *Bucephalogonia xanthophis* (Berg), *Dilobopterus costalimai* Young, *Homalodisca ignorata* Melichar, *Macugonalia leucomelas* (Walker), *Oncometopia facialis* (Signoret), *Parathona gratiosa* (Blanchard) y *Sonesimia grossa* (Signoret) (Remes Lenicov *et al.* 1999, Dellapé & Paradell 2011, Paradell *et al.* 2012). Si un vector adecuado está presente, CVC es considerada una potencial amenaza para la producción citrícola (Damsteegt *et al.* 2006).

En Argentina, los únicos estudios de detección de *X. fastidiosa* en hemípteros auquenorrincos asociados a cítricos, corresponden a las investigaciones realizadas por de Coll (1996) y de Coll *et al.* (2000a, 2000b) en la provincia de Misiones. Mediante la técnica serológica *Dot Immunobinding Assay* (DIBA), estos autores detectaron la bacteria en ocho especies de la familia Cicadellidae y dos especies de Membracidae (Tabla IV-1). DIBA es un método serológico simple de inmunodiagnóstico, donde el anticuerpo o antígeno se siembra directamente sobre una membrana de nitrocelulosa. La formación de complejos antígeno-anticuerpo origina un producto de color púrpura-rosado, lo cual se considera un resultado positivo (Sumi *et al.* 2009).

Los métodos tradicionales de detección utilizados en el estudio de *X. fastidiosa* incluyen microscopía de fluorescencia, aislamiento y cultivo de la bacteria seguido por pruebas serológicas. La microscopía es ineficiente y limitada con respecto a la cantidad de tejido que se puede observar. Los métodos de cultivo son especialmente difíciles con *X. fastidiosa* debido a sus exigentes requerimientos nutricionales y su crecimiento muy lento. El límite de sensibilidad de las pruebas serológicas hacen imposible la detección de un bajo número de células bacterianas y se ha reportado

que pueden generar resultados falso-positivos. La amplificación de secuencias de ADN específicas de *X. fastidiosa* utilizando la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) mediante el uso de cebadores específicos, permite detectar de 50 a 500 bacterias por reacción de amplificación, constituyendo una metodología mucho más sensible para la detección del patógeno comparada con las pruebas serológicas tradicionales (Hopkins & Adlerz 1988, Henson & French 1993, Minsavage *et al.* 1993, 1994, Hill & Purcell 1995, Pooler & Hartung 1995, Bextine *et al.* 2004).

Tabla IV - 1. Especies de auquenorrincos transmisoras (o potenciales) de CVC en Brasil y Argentina (de Coll *et al.* 2000a, Redak *et al.* 2004, Yamamoto *et al.* 2007).

Vectores de CVC en Brasil	DIBA positivos en Misiones, Argentina
CICADELLIDAE	
Cicadellinae	
<i>Acrogonia citrina</i> Marucci & Cavichioli <i>Acrogonia virescens</i> (Metcalf) <i>Bucephalogonia xanthophis</i> (Berg) <i>Dilobopterus costalimai</i> Young <i>Ferrariana trivittata</i> (Signoret) <i>Fingeriana dubia</i> Cavichioli <i>Homalodisca ignorata</i> Melichar <i>Macugonalia leucomelas</i> (Walker) <i>Oncometopia facialis</i> (Signoret) <i>Parathona gratiosa</i> (Blanchard) <i>Plesiommatata corniculata</i> Young <i>Sonesimia grossa</i> (Signoret)	<i>Bucephalogonia xanthophis</i> <i>Hortensia similis</i> (Walker) <i>Macugonalia leucomelas</i> <i>Rotigonalia limbatula</i> (Osborn) <i>Scopogonalia subolivacea</i> (Stål) <i>Sonesimia grossa</i>
Deltocephalinae	
	<i>Chlorotettix latocinctus</i> De Long
Gyponinae	
	<i>Curtara samera</i> DeLong & Freytag
MEMBRACIDAE	
	<i>Ceresa ustulata</i> Fairmaire <i>Entylia carinata</i> (Forster)

En el procesamiento de los tejidos del insecto, se liberan a menudo sustancias inhibidoras que interfieren con la reacción de PCR y dificultan la detección del patógeno en bajas concentraciones. La reacción de PCR en Tiempo Real o cuantitativa (qPCR) es una técnica sensible usada en la detección de bajas concentraciones de *X. fastidiosa*, que monitorea la fluorescencia emitida durante la reacción como un indicador de la producción del amplicón en cada ciclo de PCR. La utilización de qPCR, es adecuada para la detección de ADN del patógeno en los insectos, debido a que su rango de detección estimado es de 5 a 50 células de *X. fastidiosa* por insecto, lo cual mejora el orden de magnitud de detección de la PCR convencional como se describió anteriormente (Lockey *et al.* 1998, Bextine *et al.* 2004, 2005).

A excepción de los estudios realizados en Misiones, no existe otra información sobre los posibles vectores de *X. fastidiosa* en Argentina. En el capítulo III se dió a conocer la diversidad de auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas de la provincia de Entre Ríos, su fluctuación estacional y los enemigos naturales asociados a ellos. Esta información, sumada al conocimiento de los potenciales vectores de la enfermedad en la región, son herramientas necesarias para llevar a cabo adecuadas estrategias de manejo de CVC.

El objetivo de éste capítulo fue detectar la bacteria *X. fastidiosa* en el material vegetal y en insectos auquenorrincos presentes en agroecosistemas citrícolas afectados por CVC en Entre Ríos, utilizando la metodología molecular de PCR convencional y qPCR.

MATERIALES Y MÉTODOS

Sitio de estudio

Los muestreos se realizaron en la Estación Experimental Agropecuaria del INTA Concordia, Entre Ríos, en tres lotes de cítricos afectados por CVC y la vegetación circundante:

- Lote 1. Naranja dulce variedad Valencia Late (*C. sinensis* (L.) Obs), injertada en naranja Trifolio (*Poncirus trifoliata* (L.) Raf.), con 180 plantas al comienzo del estudio.
- Lote 2. Naranja dulce variedad Criolla (*C. sinensis* (L.) Obs), sobre pie de naranja Trifolio, con 100 plantas al inicio del estudio.

- Lote 3. Híbrido de Mandarina variedad Nova (*C. reticulata* Hort. Ex Tan. x (*C. paradise* Macf. x *C. tangerine* Hort. Ex Tan.)), injertado en naranja Trifolio, con 800 plantas al inicio del muestreo.
- Vegetación alemana predominante: altamisa (*Ambrosia tenuifolia* Spreng.), roseta (*Cenchrus echinatus* L.), borraja o flor morada (*Echium plantagineum* L.), yuyo colorado (*Amaranthus hybridus* var. *quitensis* (Kunth)), ryegrass (*Lolium multiflorum* L.), pasto colchón (*Digitaria sanguinalis* L.), gramilla (*Cynodon dactylon* (L.)), cebollín (*Cyperus rotundus* L.), sorgo de alepo (*Sorghum halepense* L.), escoba (*Sida rhombifolia* L.), pasto miel y horqueta (*Paspalum dilatatum* Poiret, *P. notatum* Flueggé), grama Rhodes (*Chloris gayana* Kunth), lantana (*Lantana camara* L.) y *Bidens* sp.

Métodos de colecta

El período de muestreo fue de tres años, desde octubre de 2009 a octubre de 2012. En las plantas cítricas de cada lote, se monitorearon los síntomas de CVC durante el período de estudio. Además, se tomaron hojas de las plantas sintomáticas de cada cultivo, se colocaron en bolsas plásticas herméticas y se almacenaron a 4°C, para realizar los análisis de detección de *X. fastidiosa*. Las plantas cítricas de cada cultivo se contabilizaron al comienzo y al final del período de muestreo, con el fin de estimar el daño ocasionado por la enfermedad luego de los tres años de estudio.

En cada lote, se colectaron 50 muestras de insectos individuales: 40 sobre las plantas cítricas utilizando trampas adhesivas amarillas, y 10 con red entomológica de arrastre y aspirador manual en la vegetación asociada al cultivo. Los insectos colectados con trampas adhesivas, fueron removidos con agujas entomológicas sin la utilización de solventes que podrían inhibir las reacciones de PCR. Los insectos colectados con ambas metodologías, fueron identificados bajo lupa estereoscópica y se preservaron en etanol 96% a 4°C hasta realizarse las pruebas de detección de *X. fastidiosa*.

Detección de *Xylella fastidiosa*

Los análisis de detección de la bacteria *X. fastidiosa* se llevaron a cabo en el Laboratorio de Microbiología Molecular de la Universidad Nacional de Quilmes (UNQ), utilizando los siguientes protocolos de extracción de ADN, PCR convencional y qPCR:

Extracción de ADN de plantas. De cada hoja recogida se utilizó el pecíolo y la nervadura central para la extracción de ADN. El material vegetal se pulverizó con nitrógeno líquido en un mortero hasta obtener un polvo fino homogéneo y se agregó 1,5 ml de DNAzolEs® por cada 0,5 g de tejido vegetal. Las muestras se mezclaron por inversión o rotación mecánica durante 15' y se centrifugaron a 12000/rpm durante 10''. Se agregó 1 volumen de cloroformo y se mezcló suavemente durante 20'. Las muestras se centrifugaron nuevamente a 12000/rpm durante 10'. Se agregó 1 volumen de isopropanol y se dejó precipitando *over night* a 4°C. Los tubos se centrifugaron a 12000/rpm durante 20', se eliminó el sobrenadante y se lavó el *pellet* con etanol 70% dos veces. Las muestras se secaron a 55°C durante 15', se resuspendieron en buffer TE (10mM Tris-HCl + 1mM EDTA, pH 8) y se almacenaron a -20°C.

Extracción de ADN de insectos. Los insectos colectados en el campo, identificados y preservados en etanol 96%, se dejaron secar individualmente sobre papel filtro durante 10'. Cada espécimen se colocó en un tubo de 2ml con tapa a rosca y *o-ring*, se agregaron 500µl de buffer de extracción CTAB y microperlas de ruptura, y se realizaron 2 pulsos de 1' con el Mini-Beadbeater-1 (BioSpec Products) a cada tubo. Se centrifugó a 12000/rpm durante 1' para bajar la espuma y se agregaron 5µl de proteinasa K a cada tubo (concentración final 0,1mg/ml). Se incubó el homogenado a 56°C durante 1 hs. Se agregaron 20µl de Sarkosyl® (30%) y se incubó nuevamente a 65°C durante 5'. Se agregaron 500µl de fenol-cloroformo-isoamil alcohol (25:24:1) a cada tubo y se agitó suavemente durante 10'. Luego, se centrifugaron los tubos a 12000/rpm a temperatura ambiente durante 10' y la fase acuosa (aproximadamente 450µl) se pasó a un nuevo tubo etiquetado, al cual se agregaron 400µl de cloroformo-isoamil alcohol (24:1) y se mezcló suavemente durante 10'. Los tubos se centrifugaron a 12000/rpm durante 10' a temperatura ambiente. Aproximadamente 350µl de la fase acuosa se pasaron a un nuevo tubo etiquetado y se agregó 0,1 volumen de acetato de sodio (3M pH 5,2) y 1 volumen de isopropanol helado. Se dejó precipitando a -20°C *over night*. Los tubos se centrifugaron a 12000/rpm durante 10' a 4°C y se eliminó el sobrenadante. Se agregó 1ml de etanol 70% a cada tubo y se lavó pipeteando varias veces. Se realizó una nueva centrifugación a 12000/rpm durante 10' a 4°C y se eliminó el alcohol. Los tubos se dejaron secar sobre papel absorbente durante 2 hs a temperatura ambiente. Las muestras se resuspendieron en 20µl de H₂O MilliQ® (o agua ultrapura) y se agregó 1µl de ARNasa a cada muestra. Los tubos se incubaron a 65°C en baño térmico durante 20'. Se realizó una rápida centrifugación para bajar el líquido a 12000/rpm durante 30'' y las muestras se guardaron a -20°C.

Detección de *Xylella fastidiosa* por qPCR. El ADN de cada muestra fue cuantificado usando un espectrofotómetro Nanodrop CNd1000 y fue visualizado en gel de agarosa 1% a fin de verificar la calidad del mismo. Para la reacción de qPCR se diseñaron un par de cebadores específicos dirigidos contra un fragmento del gen *gyrB*, que codifica la enzima ADN girasa de *X. fastidiosa*. Estos cebadores amplifican un fragmento de 150pb aproximadamente (*Xyl unq F* 5'- GAAGGTGGTATTTCGTAGC -'3 y *Xyl unq R* 5'- CATTGTTTCTTGGTAGGC -'3).

Las secuencias correspondientes a la hibridación de los cebadores (subrayadas) y el fragmento del gen *gyrB* amplificado en la reacción se muestran a continuación:

5'GAAGGTGGTATTTCGTAGCTTTGTAGAACATTTGGCTCAATTGAAGACCCGTTGCATTCTGAAT
3'CTTCCACCATAAGCATCGAAACATCTTGTAACCGAGTTAACTTCTGGGGCAACGTAAGCTTA

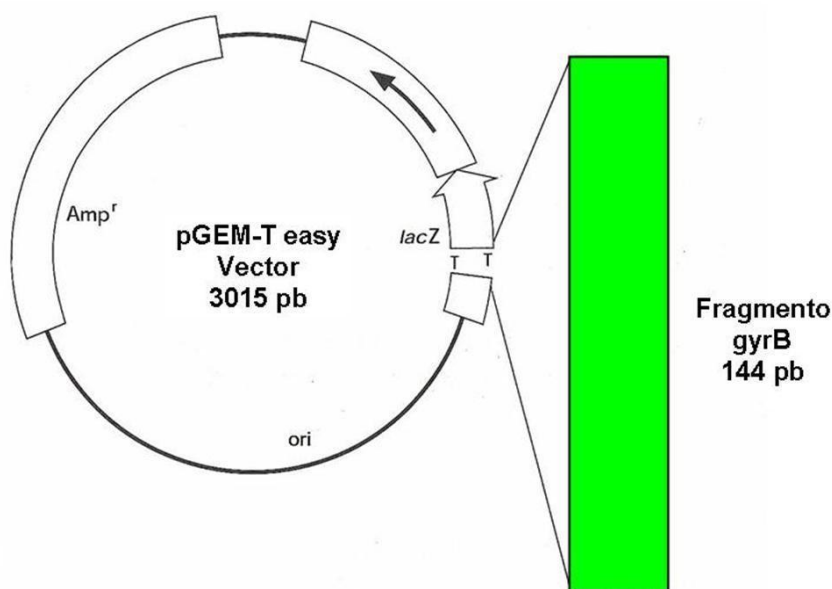
GTAATTTTCGGTCACCGGTGAGCACACGGCATTGTTGTGGATGTTGCTTTACAGTGGACTGAT
CATTAAAGCCAGTGGCCACTCGTGTGCGTAACAACACCTACAACGAAATGTCACCTGACTA

GCCTACCAAGAAACAATG 3'
CGGATGGTTCTTTGTTAC 5'

Las reacciones de qPCR se realizaron por duplicado en un SmartCycler® (Cepheid) en un volumen final de 25 µl utilizando: 12,5µl de PerfeCta SYBR® Green FastMix (Quanta Biosciences™ 2x), 1,25µl de cada cebador (10µM), 8µl de agua y 600 ng de la muestra de ADN total (ADN insecto + ADN bacteriano). El ciclado consistió en: 30'' a 95°C, 30 ciclos de 95°C durante 20'', 56°C durante 25'' y 72°C durante 20''. Al final de la reacción, la temperatura se aumentó desde 72°C a 99°C a una velocidad de 0,1°C/1'' y la fluorescencia se midió cada 1°C incrementado para la construcción de la curva de fusión. Las muestras con un *Cycle threshold* (Ct) menor a 29 se consideraron positivas. El Ct es el número de ciclos requerido para que una señal fluorescente supere el nivel de *background* y es inversamente proporcional a la cantidad de ácido nucleico blanco (*target*) presente en la muestra. Esto fue confirmado mediante la comparación de muestras positivas con el análisis en gel de agarosa de las mismas muestras amplificadas por PCR convencional. En todas las reacciones de qPCR, una mezcla sin ADN molde se utilizó como control negativo y un plásmido portador del fragmento del gen *gyrB* de *X. fastidiosa* se utilizó como control positivo.

Construcción del control positivo. El producto de amplificación del fragmento del gen *gyrB* se clonó utilizando el vector pGEM-T (Easy Vector Systems, Promega) que tiene adicionado un residuo de timidina en ambos extremos 3' del sitio de

inserción. Esta modificación aumenta la eficiencia de ligación de productos de PCR en el plásmido, ya que previene la recircularización del vector y provee un residuo compatible con los productos de PCR generados por la *Taq* ADN polimerasa de uso habitual. El vector contiene asimismo promotores T7 y SP6 de ARN polimerasa flanqueando una región de clonado múltiple dentro de la región codificante del péptido α de la enzima β -galactosidasa, que permite la identificación de los clones presuntamente positivos por diferencia de color en placas adecuadas. El fragmento del gen *gyrB* y el vector se ligaron utilizando T4 ADN ligasa y siguiendo las especificaciones del fabricante. Con el producto de ligación se transformaron bacterias electrocompetentes *E. coli* DH5 α F', las cuales se sembraron en placas de LB/agar con ampicilina en presencia de 5-bromo, 4-cloro, 3-indolil- β -D-galactósido (X gal) y de isopropiltio- β -D-galactósido (IPTG). Se seleccionaron las colonias blancas (bacterias transformadas con el plásmido recombinante). Los clones que resultaron positivos por PCR se incubaron, se recolectó el *pellet* celular procedente de 3 ml del cultivo saturado y se obtuvo el ADN plasmídico utilizando el *GFX Micro Plasmid Prep Kit* (GE Healthcare Life Sciences, USA). Para verificar la identidad de la secuencia clonada se llevaron a cabo reacciones de secuenciación utilizando los promotores de los fagos T7 y SP6 como cebadores (Macrogen Sequencing Service, Korea).



```
gaaggtaggta ttgtagctt tgtagaacat ttggctcaat tgaagacccc gttgcattcg
aatgtaattt cggttactgg tgagcacaac ggcattgttg tggatgttgc ttacagtgg
actgatgcct accaagaaac aatg
```

Figura IV - 3. Vector de Clonación pGEM-T.

Detección de *Xylella fastidiosa* por PCR convencional. El ADN de las muestras fue cuantificado usando un espectrofotómetro Nanodrop CNd1000 y se visualizó en gel de agarosa 1%. Para la reacción de PCR se utilizaron un par de cebadores específicos para la detección de la subespecie de *X. fastidiosa* causante de CVC, que amplifican un fragmento de 500pb (CVC-1 5'- AGATGAAAACAATCATCGAAA - 3' y 272-2-int 5'- GCCGCTTCGGAGAGCATTCC - 3') (Pooler & Hartung 1995).

Las secuencias correspondientes a la hibridación de los cebadores (subrayadas) y parte del fragmento amplificado en la reacción se muestran a continuación:

5' AGATGAAAACAATCATGCAAATTACACAAAGACAACTGCACTTACCCAATGCATCGTTTCCATAGTTA
3' TCTACTTTTGTAGTACGTTTAATGTGTTTCTGTTGACGTGAATGGGTTACGTAGCAAAGGTATCAAT

TTCCAGAATATCGAGT // GGTATTTCATTCTCACCAAAAAACAGCACGATAAATTGCACCACACCTTTAA
AAGGTCCTTATAGCTCA // CCATAAGTAAGAGTGGTTTTTGTCTGTCTATTTAACGTGGTGTGGAAATT

ATACAACAGCCACCTGACAGGAATGCTCTCCGAAGCGGC 3'
TATGTTGTGGGTGGACTGT CCTTACGAGAGGCTTCGCCG 5'

La mezcla de reacción de PCR consistió en: 0,2mM de cada dNTP, 2mM MgCl₂, 0,5μM de cada cebador, 1U de *Taq* ADN polimerasa, en un buffer de PCR 1x (20mM Tris-HCl, pH 8.4, 50nM KCl) y 200ng de la muestra de ADN (molde). El termociclador Mastercycler® Gradient (Eppendorf) fue programado durante 2' a 94°C, seguido por 35 ciclos de 20'' a 94°C, 30'' a 57°C y 1' a 72°C, con polimerización final a 72°C por 5'. Los productos de PCR se analizaron por electroforesis en gel de agarosa 1,5% y se visualizaron con bromuro de etidio. Se utilizó un marcador de peso molecular de 100 pb (Productos Bio-Lógicos, Argentina) como marcador de tamaño estándar. Una muestra se consideró positiva para *X. fastidiosa* cuando se visualizó en un gel de agarosa 1,5%, un fragmento de 500 pb (Figura IV-4A). Una mezcla de reacción sin ADN molde se utilizó como control negativo y ADN de planta afectada por CVC se utilizó como control positivo. Varias muestras positivas tomadas al azar se secuenciaron para verificar la identidad del fragmento amplificado (Macrogen Sequencing Service, Korea).

Para confirmar la presencia/ausencia de *X. fastidiosa* en algunas muestras, los cebadores diseñados para la reacción de qPCR (*Xyl unq F* y *Xyl unq R*) se utilizaron en la reacción de PCR convencional. La mezcla de reacción y el ciclado fueron similares a los descritos para la reacción de PCR usando los cebadores CVC-1 y 272-2 int. Una muestra fue considerada positiva cuando el producto de amplificación

de la reacción de PCR visualizado en un gel de agarosa 1,8%, mostró una banda de 150pb aproximadamente (Figura IV-4B).

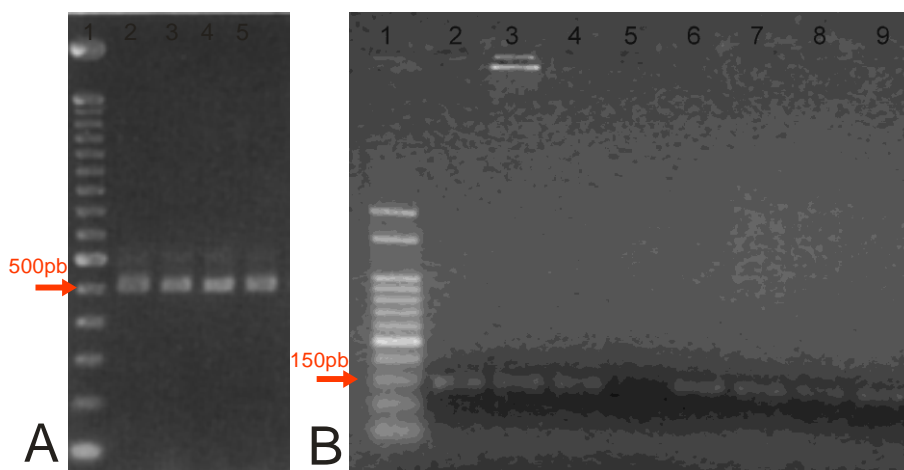


Figura IV - 4. Detección de *X. fastidiosa* por PCR convencional: (A) utilizando cebadores CVC-1 y 272-2 int. 1: marcador de peso molecular (100pb), 2, 3, 4 y 5: muestras positivas; (B) utilizando cebadores *Xyl unq F* y *Xyl unq R*. 1: marcador de peso molecular (50pb), 2, 3, 6, 7, 8 y 9: muestras positivas, 4: control positivo, 5: control negativo.

Transmisión preliminar de *Xylella fastidiosa*

En el lote 1 de la EEA INTA Concordia, se colectaron ejemplares adultos de auquenorrincos utilizando red entomológica de arrastre y aspirador manual. Los insectos colectados fueron transferidos a un recipiente cilíndrico plástico de 10 cm de diámetro con laterales de *voile*, con una planta de naranja dulce variedad Valencia Late afectada por CVC en su interior. Allí se mantuvieron por un período de adquisición de 48 a 72 hs alimentándose de la planta infectada, que fue corroborada positiva para *X. fastidiosa* mediante PCR. Luego del período de adquisición, los insectos sobrevivientes fueron transferidos individualmente a recipientes plásticos similares, cada uno con una planta sana de naranja Valencia Late, confirmada negativo para *X. fastidiosa* por PCR. Los insectos se alimentaron en las plantas sanas por un período de inoculación de 72 a 96 hs y luego fueron fijados en etanol 100% y conservados a 4°C hasta realizarse los análisis de detección de *X. fastidiosa* como se describe anteriormente. Luego de un mes, se tomaron hojas de las plantas donde los insectos se alimentaron en el período de inoculación, se colocaron en bolsas herméticas plásticas y se almacenaron a 4°C hasta realizarse la reacción de PCR convencional, como se describe previamente. Las muestras que resultaron positivas

para *X. fastidiosa* se secuenciaron con el fin de verificar la identidad del producto de amplificación.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Detección de *Xylella fastidiosa* en plantas cítricas

En los monitoreos realizados en los tres lotes cítricos se observaron plantas con síntomas de CVC. A partir del material vegetal colectado en cada lote y utilizando las técnicas de PCR convencional y qPCR, se encontraron muestras positivas para *X. fastidiosa*, confirmando la presencia de la bacteria en los tres lotes estudiados.

Al comienzo y final del muestreo, se contabilizaron las plantas cítricas en cada uno de los lotes y se observó una disminución en el número de plantas del 35,6% en naranja Valencia, 55% en naranja Criolla y 3,5% en mandarina Nova. Estas observaciones permiten realizar una estimación aproximada del daño producido por CVC en la región, pudiéndose observar que los cultivos de naranja resultaron más afectados que el de mandarina Nova. Estos resultados son coincidentes con Phillips (1999), quien informa que casi todas las variedades de naranja dulce son susceptibles a la infección por *X. fastidiosa*, mientras que los híbridos de mandarina muestran síntomas menos severos.

Detección de *Xylella fastidiosa* en auquenorrincos

Las 150 muestras de insectos individuales colectados en cítricos afectados por CVC y la vegetación circundante (50 muestras en cada lote), se utilizaron para determinar la presencia de *X. fastidiosa* mediante PCR y qPCR.

Del total de muestras analizadas, 48 (32%) resultaron positivas para *X. fastidiosa*, de las cuales ocho provinieron del lote de naranja Valencia, 19 de naranja Criolla y 21 de mandarina Nova. Los meses con mayor número de muestras positivas correspondieron a agosto y septiembre; a diferencia de los resultados obtenidos por de Coll *et al.* (2000a), en los cuales el mayor número de muestras positivas de insectos correspondieron a los meses de julio y noviembre.

Se analizaron 15 especies de hemípteros auquenorrincos, 11 de ellas resultaron positivas para *X. fastidiosa*, de las cuales nueve pertenecen a la familia Cicadellidae: *Bucephalogonia xanthophis*, *Hortensia similis*, *Plesiommata mollicella*, *Dechacona missionum*, *Molomea lineiceps*, *Tapajosa rubromarginata*, *Frequenamia spiniventris*, *Scaphytopius bolivianus* y *Curtara samera*; y dos a la familia Membracidae: *Cyphonia clavigera* y *Entylia carinata* (Tabla VI-2).

Tabla IV - 2. Detección de *Xylella fastidiosa* en auquenorrincos mediante PCR y qPCR.

Familia	Subfamilia	Especie	Muestras analizadas	Muestras positivas para <i>X. fastidiosa</i>
Cicadellidae	Cicadellinae	Tribu Cicadellini		
		<i>Bucephalogonia xanthophis</i>	11	4
		<i>Diedrocephala bimaculata</i>	3	0
		<i>Hortensia similis</i>	5	3
		<i>Plesiommata mollicella</i>	8	5
		<i>Sonesimia grossa</i>	4	0
		Tribu Proconiini		
		<i>Dechacona missionum</i>	1	1
		<i>Molomea lineiceps</i>	37	16
		<i>Tapajosa rubromarginata</i>	20	6
	Deltocephalinae	<i>Frequenamia spiniventris</i>	11	5
		<i>Scaphytopius bolivianus</i>	13	2
	Gyponinae	<i>Curtara samera</i>	2	1
Membracidae	Megophthalminae	<i>Agalliana ensigera</i>	5	0
		<i>Agalliana sticticollis</i>	5	0
		<i>Cyphonia clavigera</i>	20	4
		<i>Entylia carinata</i>	5	1
TOTAL			150	48

En la tribu Cicadellini, *X. fastidiosa* fue hallada en tres de las cinco especies analizadas (Tabla VI-2). Los ejemplares de *B. xanthophis* que resultaron positivos fueron colectados sobre las plantas cítricas de los lotes de naranja Valencia y Criolla. Ésta especie también fue positiva para *X. fastidiosa* en cultivos cítricos de la provincia

de Misiones (de Coll *et al.* 2000a) y es uno de los principales vectores de CVC en Brasil (Marucci *et al.* 2008). Las muestras positivas correspondientes a *H. similis* fueron colectadas en la vegetación asociada al cultivo de naranja Criolla y esta especie también fue positiva para *X. fastidiosa* en Misiones (de Coll *et al.* 2000a). *Plesiommata mollicella* fue positiva tanto sobre la vegetación del lote de naranja Criolla, como en el cultivo de mandarina Nova. No hay registros sobre la implicancia de *P. mollicella* como transmisor de *X. fastidiosa*, aunque se conoce una especie cercana, *P. corniculata* Young, que en Brasil es vector de CVC (Krugner *et al.* 2000). La especie *S. grossa* también es considerada vector de CVC en Brasil (Fundecitrus 1999), a pesar de que en nuestro análisis no obtuvimos aún muestras positivas de esta especie. Esto posiblemente se deba a que los cuatro ejemplares analizados fueron colectados sobre la vegetación asociada al cultivo y ninguno de ellos se obtuvo directamente de las plantas cítricas.

En la tribu Proconiini, la bacteria *X. fastidiosa* estuvo presente en las tres especies analizadas (Tabla VI-2). *Dechacona missionum* fue positiva en la vegetación asociada al cultivo de naranja Criolla, *M. lineiceps* en las plantas cítricas de los tres lotes estudiados, al igual que *T. rubromarginata* que además fue positiva en la vegetación asociada a mandarina Nova. Si bien aún no existe información que involucre a estas tres especies en la transmisión de *X. fastidiosa*, otros miembros de la tribu son importantes vectores de Pierce's Disease y CVC en Estados Unidos y Brasil respectivamente (Purcell & Saunders 1999, Redak *et al.* 2004, Almeida *et al.* 2005, Damsteegt *et al.* 2006).

Todos los miembros de la subfamilia Cicadellinae se alimentan de xilema (Young 1968) y han sido muy estudiados debido a la asociación entre su hábito alimenticio y la habilidad para transmitir *X. fastidiosa* (Frazier 1944, Turner & Pollard 1955). La mayoría de las especies de Cicadellinae son capaces de adquirir y transmitir la bacteria, y han demostrado ser vectores de enfermedades en numerosos cultivos, sugiriendo que la transmisión de *X. fastidiosa* podría ser una propiedad compartida por todos los miembros de la subfamilia (Redak *et al.* 2004).

El gyponino *C. samera* fue positivo en las muestras colectadas sobre naranja Criolla y este resultado es coincidente con las investigaciones realizadas en Misiones (de Coll *et al.* 2000a). Las especies de la subfamilia Deltocephalinae, generalmente no están asociadas a enfermedades bacterianas del xilema por su hábito de alimentación de los vasos del floema. Sin embargo en nuestro análisis, *F. spiniventris* y *S. bolivianus* fueron positivos para *X. fastidiosa* en el cultivo de mandarina Nova (Tabla

VI-2). En Misiones, la bacteria también fue hallada en el deltocefalino *C. latocinctus* colectado en cítricos (de Coll *et al.* 2000a) (Tabla VI-1).

Dentro de la familia Membracidae, las dos especies analizadas resultaron positivas para *X. fastidiosa* en las muestras colectadas sobre naranja Criolla (Tabla VI-2). La especie *E. carinata* también fue positiva mediante serología en los estudios realizados en Misiones por de Coll *et al.* (2000a). Los membrácidos nunca habían sido relacionados a las enfermedades producidas por ésta bacteria, sin embargo, en estudios recientes llevados a cabo sobre árboles de roble en Estados Unidos, Zhang *et al.* (2011) encontraron 11 especies de membrácidos positivas para *X. fastidiosa*.

Debido a su hábito alimenticio, la subfamilia Cicadellinae es el grupo con mayor número de vectores confirmados de *X. fastidiosa* en toda América (Redak *et al.* 2004). Sin embargo, otros hemípteros que se alimentan de floema, resultaron positivos para *X. fastidiosa* en el presente trabajo, como así también, en otros trabajos previos (de Coll *et al.* 2000a, Zhang *et al.* 2011). Investigaciones en el comportamiento alimentario del delfácido *Delphacodes kuscheli* Fennah, demostraron que éste hemíptero, succiona floema como fuente principal de alimento; no obstante, en el momento de la alimentación, los estiletes del aparato bucal pueden alcanzar tanto los tejidos vasculares del floema, como también del xilema y el parénquima (Brentassi & Remes Lenicov 2007). Esto podría explicar por qué ejemplares alimentadores de floema de las subfamilias Gyponinae y Deltocephalinae, y de la familia Membracidae resultaron positivos para *X. fastidiosa*. Es posible que durante la alimentación, estos insectos penetren con sus estiletes los vasos del floema, como también del xilema, adquiriendo allí la bacteria.

En Misiones, 10 especies de auquenorrincos fueron positivas para *X. fastidiosa* mediante técnicas serológicas (de Coll *et al.* 2000a, 2000b). De todas ellas, cuatro también fueron positivas por PCR y qPCR en la provincia de Entre Ríos, junto con otras siete especies no halladas en la fauna misionera. Esta información indica que en los cultivos cítricos del litoral argentino están presentes al menos 17 especies de hemípteros auquenorrincos potenciales vectores de *X. fastidiosa*. Esta información, conjuntamente con los estudios de diversidad de auquenorrincos asociados a cítricos, su fluctuación estacional y el monitoreo de sus enemigos naturales (ver Capítulo III), proporcionan las herramientas necesarias para desarrollar estrategias de manejo y control de CVC en la región.

Transmisión preliminar de *Xylella fastidiosa*

En el cultivo de naranja Valencia de la EEA INTA Concordia, se colectaron 30 auquenorrincos, los cuales se mantuvieron alimentándose sobre una planta de naranja Valencia infectada por CVC durante el período de adquisición. La mortalidad fue elevada, habiendo sobrevivido sólo 7 ejemplares: 1 de *D. missionum* (muestra 1), 1 de *C. clavigera* (muestra 2) y 5 ejemplares de *T. rubromarginata* (muestras 3-7). En recipientes plásticos que contenían una planta sana de naranja Valencia (muestras A), los insectos fueron colocados individualmente. Luego del período de inoculación, los insectos fueron fijados en etanol 96% (muestras B). Un mes mas tarde se tomaron hojas de cada una de las plantas (muestras C) y se testearon para *X. fastidiosa* mediante PCR convencional. Con las muestras 3 a 7 se realizó un *pool* y se analizaron juntas.

Todas las plantas sanas testeadas (muestras A) resultaron negativas para *X. fastidiosa*. Las tres especies de auquenorrincos analizadas (muestras B) fueron positivas para *X. fastidiosa*. Las plantas analizadas luego de un mes del período de inoculación (muestras C) también fueron positivas para *X. fastidiosa* (Figura IV-5). Los productos de la reacción de PCR fueron secuenciados para verificar la identidad del fragmento amplificado.

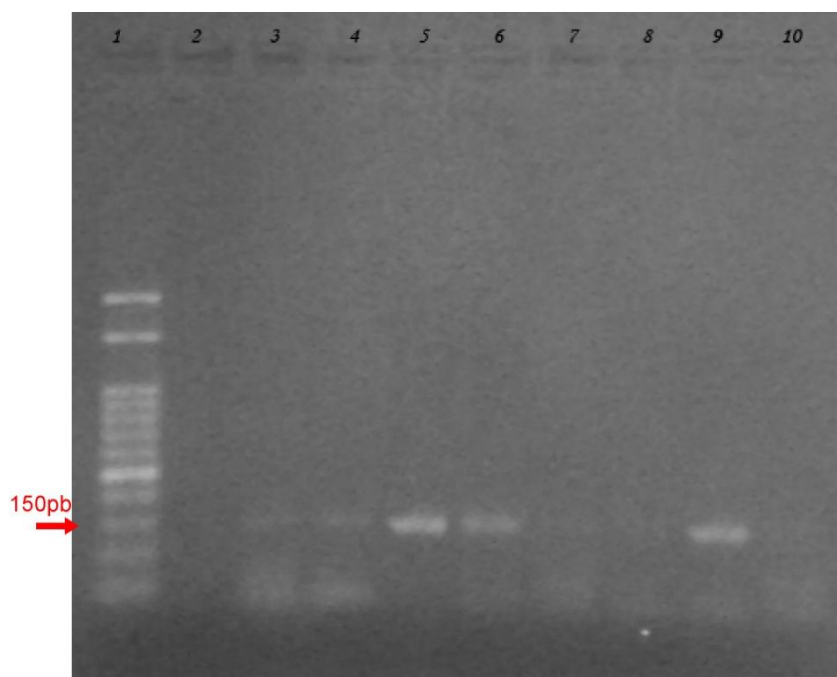


Figura IV - 5. Transmisión de *Xylella fastidiosa*. 1: marcador de peso molecular (50pb), 2: muestras A, 3: B1, 4: C1, 5: B2, 6: C2, 7: B3, 8: C3, 9: control positivo, 10: control negativo.

Las secuencias de las muestras B 1-3 y C 1-3 se compararon con secuencias obtenidas de Genbank (búsqueda en BLASTn). Las secuencias correspondientes a las muestras B1, B2 y B3 correspondieron a secuencias del gen *gyrB* de *X. fastidiosa* aisladas de plantas cítricas. Esto corrobora que las tres especies de auquenorrincos analizadas, fueron capaces de adquirir la bacteria *X. fastidiosa*. El análisis mediante electroforesis de las muestras C1, C2 y C3 permitió observar un fragmento de 150 pb, lo cual indicaría que las muestras C fueron positivas para *X. fastidiosa*, habiéndose logrado la transmisión de la bacteria por parte de las tres especies analizadas. Sin embargo, el resultado de la secuenciación no fue concluyente para estas tres muestras; la mala calidad de la secuencia obtenida obliga a repetir al menos una parte del ensayo.

La eficiencia de transmisión de un insecto depende de muchos factores. Por un lado, la duración de los períodos de adquisición e inoculación de *X. fastidiosa* afecta la eficiencia de transmisión de un vector (Purcell & Finlay 1979). Largos períodos de adquisición, pueden incrementar la probabilidad de que un vector se alimente de los vasos infectados de la planta (Purcell *et al.* 1979), como también, incrementar la cantidad de células de *X. fastidiosa* ingeridas (Almeida *et al.* 2005).

La preferencia alimentaria del insecto vector influye en el tiempo de permanencia en la planta; así, la preferencia de una especie particular de vector por alimentarse sobre plantas infectadas con *X. fastidiosa*, podría incrementar la probabilidad de adquisición del patógeno (Purcell 1985). Varios estudios demostraron que el nivel de infección por *X. fastidiosa* influye en la selección de plantas afectadas por los insectos (Marucci *et al.* 2005). Un comportamiento observado en varios cicadelinos, es la preferencia por brotes jóvenes en crecimiento (Purcell 1975, Marucci *et al.* 2004) que podría ser importante en los procesos de adquisición e inoculación de *X. fastidiosa*, debido a que las plantas con follaje más viejo son más resistentes a la infección por *X. fastidiosa* que las hojas más jóvenes (Purcell 1981).

En los cultivos cítricos, la densidad de los insectos vectores es otro factor importante. Los insectos pueden tener una eficiencia de transmisión relativamente baja, pero en momentos favorables donde sus poblaciones son más numerosas, la probabilidad de infección aumenta (Purcell 1985, Lopes 1999). La capacidad de dispersión de un vector es importante en la dispersión de la enfermedad. La mayoría de los alimentadores de xilema son polípagos y se alimentan alternadamente de un cultivo, como también de las malezas asociadas. Estas malezas pueden actuar de reservorio del patógeno (Mizell *et al.* 2003). En Misiones, la bacteria se detectó en

cítricos y en varias especies de malezas asociadas al cultivo (de Coll *et al.* 2000a), algunas de las cuales, también se encuentran circundando los cultivos cítricos de Entre Ríos.

El ensayo preliminar de transmisión demostró que las especies *D. missionum*, *C. clavigera* y *T. rubromarginata* fueron capaces de adquirir y transmitir la bacteria *X. fastidiosa*. A futuro, se deberán ajustar las pruebas de detección y realizar estudios más exhaustivos, analizando estas y otras especies de auquenorrincos asociadas a cultivos cítricos afectados por CVC.

CONCLUSIONES

En los tres cultivos cítricos estudiados, se observaron plantas con síntomas de CVC y se hallaron muestras positivas para *X. fastidiosa*, confirmando la presencia de la bacteria en las plantas cítricas. Durante el período de muestreo se observó una disminución en el número de plantas del 35,6% en naranja Valencia, 55% en naranja Criolla y 3,5% en mandarina Nova. La prevalencia de la enfermedad fue mucho mayor en los cultivos de naranja que en mandarina.

De las 150 muestras de auquenorrincos analizadas, 48 (32%) resultaron positivas para *X. fastidiosa*, de las cuales ocho provinieron del lote de naranja Valencia, 19 de naranja Criolla y 21 de mandarina Nova. Los meses con mayor número de muestras positivas correspondieron a agosto y septiembre.

Se analizaron 15 especies de auquenorrincos de las cuales 11 fueron capaces de adquirir la bacteria *X. fastidiosa*: *B. xanthophis*, *H. similis*, *P. mollicella*, *D. missionum*, *M. lineiceps*, *T. rubromarginata*, *F. spiniventris*, *S. bolivianus*, *C. samera*, *C. clavigera* y *E. carinata*.

El ensayo preliminar de transmisión, demostró que tres especies de auquenorrincos, *D. missionum*, *C. clavigera* y *T. rubromarginata*, fueron capaces de adquirir y transmitir la bacteria *X. fastidiosa*. Si bien el producto de amplificación visualizado en un gel de agarosa mostró bandas de 150 pb en las muestras de insectos y plantas testadas, lo cual indicaría un resultado positivo, sólo las secuencias del fragmento amplificado de las muestras de insectos fueron concluyentes con el gen

gyrB de *X. fastidiosa*. La mala calidad de las secuencias obtenidas a partir de las plantas testeadas, obliga a repetir parte del ensayo.

Esta información, sumada a la existente para la provincia de Misiones, demuestra que hasta el momento, en los cultivos citrícolas del litoral argentino, hay al menos 17 especies de auquenorrincos potenciales vectores de CVC.

Conclusiones Generales

y Perspectivas

Hasta el año 2010, 25 especies de la tribu Proconiini eran citadas para Argentina, aunque se estimaba que su diversidad era aún mayor. Recientemente, nuestro grupo de trabajo llevó a cabo un exhaustivo estudio de los representantes de la tribu en nuestro país, donde el número de especies presentes aumentó a 40, y donde se dieron a conocer nuevos registros de plantas huéspedes y enemigos naturales. En el presente trabajo se citan por primera vez para la fauna argentina a un género y cuatro especies de proconinos, lo cual sumado al conocimiento previo, nos indica que la tribu Proconiini está representada en Argentina por 18 géneros y 44 especies.

Además en este trabajo, se aporta una clave para la identificación de los géneros y la diagnosis de cada uno de ellos; se reúne toda la información conocida para cada una de las especies estudiadas, ampliándose el registro de distribución para varias especies y proporcionando nuevos datos biológicos, asociaciones con plantas huéspedes, nuevos registros de enemigos naturales y de importancia fitosanitaria para diversas especies de Proconiini.

Debido a que la identificación taxonómica de las especies se basa principalmente en los caracteres de la genitalia de los machos, en este trabajo de tesis se estudiaron los caracteres de la genitalia femenina útiles en la identificación de las especies de Proconiini.

Xylella fastidiosa es una bacteria fitopatógena, transmitida por auquenorrincos de las familias Cicadellidae, Cercopidae y Membracidae. En cultivos cítricos, la bacteria causa la Clorosis Variegada de los Cítricos (CVC), una enfermedad que afecta todas las variedades comerciales de naranja dulce y otras especies cítricas, provocando importantes pérdidas económicas. En la provincia de Entre Ríos, CVC fue detectado en el año 2009 afectando plantas de naranja dulce y mandarina en diversas quintas de productores locales.

La identificación de las especies vectores, su distribución en las zonas afectadas, así como el conocimiento de los enemigos naturales asociados, son requerimientos indispensables para desarrollar estrategias de manejo y control de la enfermedad. En este trabajo de tesis, se realizaron muestreos durante tres años en cultivos cítricos afectados por CVC en la EEA INTA Concordia, Entre Ríos. Esto permitió conocer la diversidad de auquenorrincos presentes en el área. De los 6052 ejemplares colectados se identificaron 43 especies de auquenorrincos, de las cuales dos se mencionan por primera vez para Argentina, 25 para la provincia de Entre Ríos y se dan a conocer 13 nuevas asociaciones de especies con agroecosistemas cítricos.

Se estudiaron además, las especies predominantes de auquenorrincos sobre agroecosistemas citrícolas afectados y su fluctuación estacional. Estos insectos presentaron dos aumentos poblacionales a lo largo del año, uno en verano coincidente con el aumento de la temperatura, y otro en los meses de invierno, el cual coincide con el estado fenológico de brotes iniciales en las plantas cítricas.

Los enemigos naturales de auquenorrincos presentes en los cultivos estudiados fueron hongos entomopatógenos, nematodos, parasitoides oófilos (Hymenoptera: Mymaridae) y parasitoides de ninfas y adultos (Strepsiptera: Halictophagidae). Todos ellos, podrían ser empleados como agentes de control biológico de las especies vectores de *X. fastidiosa* en el área afectada.

Mediante las técnicas moleculares de PCR convencional y qPCR, se demostró que 11 especies de auquenorrincos fueron capaces de adquirir *X. fastidiosa* a partir de plantas cítricas afectadas. El ensayo preliminar de transmisión demostró que tres de esas especies fueron capaces tanto de adquirir como de transmitir la bacteria *X. fastidiosa*. Si bien el producto de amplificación de esas muestras visualizado en un gel de agarosa indicó un resultado positivo, la mala calidad de las secuencias obtenidas a partir de las plantas testeadas, obliga a repetir parte del ensayo.

El conocimiento generado a partir de este trabajo de tesis, constituye una herramienta útil para el control, prevención y/o manejo de una de las enfermedades más importantes que afectan la producción citrícola en Argentina.

A futuro, se deberán realizar ensayos de transmisión más exhaustivos, analizando estas y otras especies de auquenorrincos asociadas a cultivos citrícolas afectados por CVC en Argentina.

Bibliografía

- AGOSTINI J.P. 1993. Clorosis Variegada de los cítricos (CVC). *XVI Jornada Citrícola Nacional*. INTA Concordia: 9-10.
- AGUILAR E., VILLALOBOS W., MOREIRA L., RODRIGUEZ C.M., KITAJIMA E.W. & RIVERA C. 2005. First report of *Xylella fastidiosa* infecting citrus in Costa Rica. *Plant Disease* 89(6): 687.
- ANDERSEN P.C., BRODBECK B.V. & MIZELL III R.F. 1989. Metabolism of amino acids, organic acids and sugars extracted from the xylem fluid of four host plants by *Homalodisca coagulata*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 50: 149-159.
- ANDERSEN P.C., BRODBECK B. V. & MIZELL III R.F. 2005. Abundance and feeding of *Homalodisca coagulata* (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Cicadellidae) on *Vitis* genotypes in north Florida. *Environmental Entomology* 34(2): 466-478.
- ALMEIDA R.P.P. & LOPES J.S. 1999. Desenvolvimento de imaturos de *Dilobopterus costalimai* Young, *Oncometopia facialis* (Signoret) e *Homalodisca ignorata* Melichar (Hemiptera: Cicadellidae) em citros. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 28: 179-182.
- ALMEIDA R.P.P. & PURCELL A.H. 2003. Transmission of *Xylella fastidiosa* to grapevines by *Homalodisca coagulata* (Hemiptera, Cicadellidae). *Journal of Economic Entomology* 96: 265-271.
- ALMEIDA R.P.P. & PURCELL A.H. 2006. Patterns of *Xylella fastidiosa* colonization on the precibarium of sharpshooter vectors relative to transmission to plants. *Annals of the Entomological Society of America* 99(5): 884-890.
- ALMEIDA R.P.P., BLUA M.J., LOPES J.R.S. & PURCELL A.H. 2005. Vector transmission of *Xylella fastidiosa*: applying fundamental knowledge to generate disease management strategies. *Annals of the Entomological Society of America* 98(6): 775-786.
- ÁLVAREZ D.G., PÉREZ A.H., DÍAZ J.S., MAESTRE M.H. & BELTRÁN J.H. 2011. Transmisión del Virus del Mosaico Suave del Ñame a *Dioscorea rotundata* (Dioscoreaceae) por *Oncometopia* sp. (Cicadellidae). *Revista Colombiana de Entomología* 37(1): 77-79.
- ALVES E., LEITE B., MARUCCI R.C., PASCHOLATI S.F., LOPES J.R.S. & ANDERSEN P.C. 2008. Retention sites for *Xylella fastidiosa* in four sharpshooter

- vectors (Hemiptera: Cicadellidae) analyzed by scanning electron microscopy. *Current Microbiology* 56: 531-538.
- AYRES A.J. 2001. Citrus disease control in Brazil. FAO Citrus Symposium, Beijing, China. <http://www.fao.org/DOCREP/003/X6732E/x6732e10.htm>
- AZEVEDO-FILHO W.S. & CARVALHO G.S. 2004. *Guia para coleta e identificação de cigarrinhas em pomares de citros no Rio Grande do Sul*. Edipucrs, Porto Alegre. 87 pp.
- AZEVEDO-FILHO W.S. & CARVALHO G.S. 2005. Brochomes-for-eggs of the Proconiini (Hemiptera: Cicadellidae, Cicadellinae) species associated with orchards of *Citrus sinensis* (L) Osbeck in Rio Grande do Sul, Brazil. *Neotropical Entomology* 34(3): 387-394.
- AZEVEDO-FILHO W.S. & CARVALHO G.S. 2006. *Cigarrinhas de citros no Rio grande do Sul: Taxonomia*. Edipucrs, Porto Alegre. 141 pp.
- AZEVEDO-FILHO W.S., BOTTON M., PALADINI A., CARVALHO G.S., RINGENBERG R. & LOPES J.R.S. 2008. Egg brochosomes of Proconiini (Hemiptera: Cicadellidae, Cicadellinae) species associated with cultivation of grapevines. *Scientia Agricola* 65(2): 209-213.
- BARREIRA R.L. & SAKAKIBARA A.M. 2001. Duas species novas de *Cyphonia* Laporte da regio central do Brasil (Homoptera, Membracidae, Smiliinae). *Revista Brasileira de Zoologia* 18(1): 239-244.
- BASSET Y. & CHARLES E. 2000. An annotated list of insect herbivores foraging on the seedlings of five forest trees in Guyana. *Anais da Sociedade Entomologica do Brasil* 29: 433-452.
- BELTRÁN V.M., CÁCERES S., ZUBRZYCKI H., PLOPER D., WILLINK E. & JALDO H. 2004. CVC Associated vectors in Valencia Orange of Corrientes, Argentina. *Proceedings of the International Society of Citriculture: 10th International Citrus Congress* 75-83.
- BEXTINE B., TUAN S.J., SHAIKH H., BLUA M. & MILLER T.A. 2004. Evaluation of methods for extracting *Xylella fastidiosa* DNA from the glassy-winged sharpshooter. *Journal of Economic Entomology* 97(3): 757-763.

- BEXTINE B., BLUA M., HARSHMAN D. & MILLER T. 2005. A SYBR Green-based real-time polymerase chain reaction protocol and novel DNA extraction technique to detect *Xylella fastidiosa* in *Homalodisca coagulata*. *Journal of Economic Entomology* 98: 667-672.
- BONFILS J. & PERTHUIS B. 1992. Liste sélective des cicadelles vivant dans une palmeraie d'Équateur et son environnement, avec description de *Molomea fatalis* n. sp. et notes écologiques (Hemiptera, Cicadellidae). *Bulletin de la Société Entomologique de France* 97: 223-226.
- BOUDREAUX H. 1979. *Arthropod phylogeny with special reference to insects*. J Wiley and Sons, New York. 320 pp.
- BOURGOIN T. 1986a. Morphologie imaginale du tentorium des Hemiptera Fulgoromorpha. *International Journal of Insect Morphology & Embryology* 15(4): 237-252.
- BOURGOIN T. 1986b. Valeur morphologique de la lame maxillaire chez les Hemiptera; remarques phylogénétiques. *Annales de la Société Entomologique de France* (Nouvelle série) 22(4): 413-422.
- BOURGOIN T. 1993. Female genitalia in Hemiptera Fulgoromorpha, morphological and phylogenetic data. *Annales de la Société Entomologique de France* (Nouvelle série) 29(3): 225-244.
- BOURGOIN T. & HUANG J. 1990. Morphologie comparée des genitalia mâles des Trypertimorphini et remarques phylogénétiques (Hemiptera: Fulgoromorpha: Tropiduchidae). *Annales de la Société Entomologique de France* (Nouvelle série) 26(4): 555-564.
- BRENTASSI M.E. & REMES LENICOV A.M.M. 2007. Feeding behavior of the vector *Delphacodes kuscheli* (Hemiptera: Fulgoromorpha: Delphacidae) on maize and oat. *Annales de la Société Entomologique de France* 43(2): 205-212.
- BRODBECK B., MIZELL III R.F. & ANDERSEN P. 1993. Physiological and behavioral adaptations of three species of leafhoppers in response to the dilute nutrient content of xylem fluid. *Journal of Insect Physiology* 39(1): 73-81.
- CAMINO N.B. & ACHINELLY M.F. 2011. Biodiversity of insect-parasitic nematodes in soil pest insect (Orthoptera, Gryllidae and Gryllotalpidae) in wheat fields of Buenos Aires, Argentina. *Anales de Biología* 33: 15-21.

- CAMPBELL B., STEFFEN-CAMPBELL J., SORENSSEN J. & GILL R. 1995. Paraphyly of Homoptera and Auchenorrhyncha inferred from 18S rDNA nucleotide sequences. *Systematic Entomology* 20: 175-194.
- CARVALHO M.L.V., ROSSETTI V. & POMPEU JR. J. 1994. Comportamento de variedades de laranja doce (*Citrus sinensis*) sobreexertadas em Natal/Cleópatra em presença de Clorose Variegada dos Citros (CVC). *Fitopatologia Brasileira* 19: 320.
- CARVER M., GROSS G. & WOODWARD T. 1991. *Hemiptera*. En Csiro. *The insects of Australia. A text book for students and research workers*. Vol 1. Pp: 429- 509. Melbourne University Press, Carlton.
- CATALANO M.I. 2011. Cicadélidos vectores de fitoplasmas a cultivos de importancia económica en la Argentina. Sistemática y bioecología (Insecta- Auchenorrhyncha- Cicadellidae). Tesis Doctoral. UNLP. 134 pp. http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/5330/Documento_completo.pdf?sequence=1
- CHEN J., CHANG C.J., JARRET R.L. & GAWEL N. 1992. Genetic variation among *Xylella fastidiosa* strains. *Phytopathology* 82: 973-977.
- CHRISTENSEN J.R. 1942. Nota sobre *Agalliana ensigera* Oman (Homoptera). *Notas del Museo de La Plata* VII 55: 27-38.
- COELHO J.H.C., XIMENES N.L., FELIPPE M.R., MONTESINO L.H., GARBIM L.F., SANCHES A.L., DALLA PRIA W.J. & YAMAMOTO P.T. 2008. Faunistic Analysis of Sharpshooters (Homoptera: Auchenorrhyncha, Cicadellidae) in a 'Westin' Sweet Orange Orchard. *Neotropical Entomology* 37(4): 449-456.
- COGAN M.A. 1916. Homopterous studies. Part II. Morphological studies of the superfamily Jassoidea. *The Ohio Journal of Science* 16(7): 299-321.
- CONTRERAS J.V. 1990. Pecosita o falsa mancha grasienta: nueva enfermedad en naranjos en la provincia de Misiones. *Citrusmisiones* 1-7.
- COSTA N., PLATA M.I., GARRÁN S.M. & MIKA R. 2009. Detección de Clorosis Variegada de los Cítricos (CVC) en el Departamento de Concordia, provincia de Entre Ríos. *XIII Jornadas Fitosanitarias Argentinas*. Santiago del Estero. Resumen publicado en actas E021.

- COSTILLA M.A., BASCO H.J. & OSORES V.M. 1972. Primera cita para Tucumán del bicho llovedor de la caña *Tapajosa rubromarginata* (Signoret) (Homoptera - Cicadellidae), en cultivos de caña de azúcar. *Revista de Investigaciones Agropecuarias INTA* 28: 126-129.
- CRYAN J.R. 2005. Molecular phylogeny of Cicadomorpha (Insecta: Hemiptera: Cicadoidea, Cercopoidea and Membracoidea): adding evidence to the controversy. *Systematic Entomology* 30(4): 563-574.
- CRYAN J.R. & URBAN J.M. 2012. Higher-level phylogeny of the insect order Hemiptera: is Auchenorrhyncha really paraphyletic?. *Systematic Entomology* 37: 7-21.
- DA COSTA P.I., FRANCO C.F., MIRANDA V.S., TEIXEIRA D.C. & HARTUNG J.S. 2000. Strains of *Xylella fastidiosa* Rapidly Distinguished by Arbitrarily Primed-PCR. *Current Microbiology* 40: 279-282.
- DALLA PRIA JUNIOR W., TEIXEIRA LACAVA P., MESSIAS C.L., AZEVEDO J.L. & MAGALHÃES LACAVA P. 2008. Bioassay assessment of *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin (Deuteromycota: Hyphomycetes) against *Oncometopia facialis* (Signoret) (Hemiptera: Cicadellidae). *Brazilian Journal of Microbiology* 39: 128-132.
- DAMSTEEGT V.D., BRLANSKY R.H., PHILLIPS P.A. & ROY A. 2006. Transmission of *Xylella fastidiosa*, causal agent of Citrus Variegated Chlorosis, by the glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca coagulata*. *Plant Disease* 90: 567-570.
- DAY M.F. & BRIGGS M. 1958. The origin and structure of brochosomes. *Journal of Ultrastructural Research* 2: 239-244.
- DE COLL O.R. 1996. Estudio sistemático y bioecológico de Homópteros Cicadelidos, potenciales vectores de la "Clorosis Variegada de los Cítricos". Tesis de Maestría en Protección Vegetal. UNLP. Buenos Aires 268 pp.
- DE COLL O.R., REMES LENICOV A.M.M., AGOSTINI J. & PARADELL S. 2000a. Detection of *Xylella fastidiosa* in weeds and sharpshooters in orange groves affected with Citrus Variegated Chlorosis in Misiones, Argentina. *Proceeding of the 14th Internacional Organization of Citrus Virologists Conference. Insect-Transmitted Procaryotes*: 216-222.

- DE COLL O.R., REMES LENICOV A.M.M., AGOSTINI J. & PARADELL S. 2000b. Some factors in a Pest Management Program for Valencia Sweet Orange Groves with Citrus Variegated Chlorosis (CVC). *Proceeding of the 14th Internacional Organization of Citrus Virologists Conference. Insect-Transmitted Procaryotes*: 238-242.
- DE COLL O.R., REMES LENICOV A.M.M., PARADELL S. & AGOSTINI J. 2006. Comportamiento poblacional de chicharritas (Homoptera: Auchenorrhyncha) presentes en el Departamento Montecarlo, Misiones. *EEA Montecarlo* 6: 1-17.
- DE LONG D.M. & FREYTAG P.H. 1976. Studies of the world Gyponinae (Homoptera-Cicadellidae). A synopsis of the genus *Curtara*. *Brenesia* 7: 1-97.
- DE SANTIS L., VIRLA E. & MARAGLIANO R. 1993. Presencia de *Anagrus flaveolus* en la República Argentina, parasitoide de un insecto dañino del trigo y el maíz (Insecta-Hymenoptera-Mymaridae). *Revista de la Facultad de Agronomía* 13(1): 19-23.
- DEITZ L. & DIETRICH C. 1993. Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). I. Introduction and revised classification with new family-group taxa. *Systematic Entomology* 18: 287-296.
- DELLAPÉ G. & PARADELL S. 2011. First record of the genus *Homalodisca* (Hemiptera: Cicadellidae) from Argentina and redescription of the female of *H. ignorata*. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 70(3-4): 363-367.
- DELLAPÉ G., LOGARZO G.A., VIRLA E.G. & PARADELL S.L. 2011. New records on the geographical distribution of South American Sharpshooters (Cicadellidae: Cicadellinae: Proconiini) and their potential as vectors of *Xylella fastidiosa*. *Florida Entomologist* 94(2): 364-366.
- DELLAPÉ G., BOUVET J.P. & PARADELL S.L. 2013. Diversity of Cicadomorpha (Hemiptera: Auchenorrhyncha) in citrus orchards in Northeastern Argentina. *Florida Entomologist* 96(3): 1125-1134.
- DI RIENZO J.A., CASANOVES F., BALZARINI M.G., GONZALEZ L., TABLADA M. & ROBLEDO C.W. InfoStat versión 2012. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. <http://www.infostat.com.ar>

- DIETRICH C.H. 1999. The role of grasslands in the diversification of leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae): A phylogenetic perspective. *Proceedings of the 15th North American Prairie Conference*: 44-49.
- DIETRICH C.H. 2005. Keys to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Florida Entomologist* 88: 502-517.
- DIETRICH C.H. 2012. Guide to the Subfamilies of Leafhoppers (Cicadellidae). http://www.inhs.illinois.edu/animals_plants/insect/leafhoppers/subfam/guide.html
- DIETRICH C. & DEITZ L. 1993. Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). II. Cladistic analysis and conclusions. *Systematic Entomology* 18: 297-311.
- DIETRICH C.H. & POOLEY C.D. 1994. Automated identification of Leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae: *Draeculacephala* Ball). *Annals of the Entomological Society of America* 87(4): 412-423.
- DIETRICH C.H., MCKAMEY S.H. & DEITZ L.L. 2001a. Morphology-based phylogeny of the treehopper family Membracidae (Hemiptera: Cicadomorpha: Membracoidea). *Systematic Entomology* 26: 213-239.
- DIETRICH C.H., RAKITOV R.; HOLMES J. & BLACK W. 2001b. Phylogeny of the major lineages of Membracoidea (Insecta: Hemiptera: Cicadomorpha) based on 28S rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 18(2): 293-305.
- DOS SANTOS D., LOPES DE SIQUEIRA D. & COUTINHO PICANÇO M. 2005. Flutuação populacional de espécies de cigarrinhas transmissoras da Clorose Variegada Dos Citros (CVC) em Viçosa – MG. *Revista Brasileira de Fruticultura* 27(2): 211-214.
- DWORAKOWSKA I. 1988. Main veins of the wings of Auchenorrhyncha (Insecta, Rhynchota: Hemelytrata). *Entomologische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde Dresden* 52(1-3): 63-108.
- EMMRICH R. 1975. Zur Kenntnis der Gattung *Oncometopia* Stål, 1869. *Entomologische Abhandlungen aus dem staatlichen Museum für Tierkunde in Dresden* 40: 277-303.

- EMMRICH R. 1984. Weiteres zur Kenntnis der Gattung *Oncometopia* Stål (s. str.) (Homoptera, Auchenorrhyncha, Cicadellidae, Cicadellinae). *Reichenbachia Staatliches Museum für Tierkunde Dresden* 22: 113-124.
- EMMRICH R. 1988. Eine neue Art der Gattung *Tretogonia* MEL. aus Paraguay (Insecta, Homoptera, Auchenorrhyncha, Cicadellidae). *Reichenbachia Staatliches Museum für Tierkunde Dresden* 25: 189-190.
- EVANS J.W. 1938. The morphology of the head of Homoptera. *Papers and proceedings of the Royal Society of Tasmania*: 1-20.
- EVANS J. 1947. A natural classification of leafhoppers (Jassoidea, Homoptera), Part 3, Jassidae. *Transactions of the Entomological Society of London* 98: 105-271.
- EVANS J. 1963. The phylogeny of the Homoptera. *Annual Review of Entomology* 8: 77-94.
- FABIANI A., MIKA R., LAROCCA L. & ANDERSON C. 1996. *Manual para productores de naranja y mandarina de la región del Río Uruguay*. PRODIP - Proyecto de Diversificación Productiva INTA - Estación Experimental Agropecuaria Concordia Manual Serie A Nº 2, 215 pp.
- FEDERCITRUS 2012. La actividad citrícola en Argentina. <http://www.federcitrus.org/actividad-citricola-2012.pdf>
- FERNÁNDEZ-VALIELA M.V. 1969. *Introducción a la fitopatología*. Volumen I: Virus. 3ª edición. Colección Científica INTA. Buenos Aires. 1011 pp.
- FORERO D. 2008. The systematics of the Hemiptera. *Revista Colombiana de Entomología* 34: 1-21.
- FOWLER W. 1900. Insecta Rhynchota. Hemiptera-Homoptera. *Biologia Centrali-Americana* Vol I, 2: 257-264.
- FRAZIER N.W. 1944. Phylogenetic relationship of the nine known leafhopper vectors of Pierce's disease of grape. *Phytopathology* 34: 1000-1001.
- FREITAG J.H. 1951. Host range of Pierce's disease virus of grapes as determined by insect transmission. *Phytopathology* 41: 920-34.
- FREYTAG P.H. & SHARKEY M.J. 2002. A preliminary list of the leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) of Colombia. *Biota Colombiana* 3(2): 235-283.

- FRUTIC. Fruticultura de Precisión. www.frutic.org.ar
- FUNDECITRUS 1999. Descobertos mais seis vetores de CVC. *Revista Fundecitrus* 94:8-9
- FUNDECITRUS 2007. Manual técnico de CVC. <http://www.fundecitrus.com.br/pdf/manuais/124-201305311805.pdf>
- GERMAR E.F. 1821. Bermerkungen über einige Gattungen der Cicadarien. *Magazin der Entomologie* 4: 1-106.
- GIUSTOLIN T.A., LOPES J.R.S., QUERINO R.B., CAVICHIOLI R.R., ZANOL K., AZEVEDO-FILHO W.S. & MENDES M.A. 2009. Diversidade de Hemiptera Auchenorrhyncha em Citros, Café e Fragmento de Floresta Nativa do Estado de São Paulo. *Neotropical Entomology* 38(6): 834-841.
- GODOY C. & WEBB M.D. 1994. Recognition of a new subfamily of Cicadellidae from Costa Rica based on a phenetic analysis with similar taxa (Hemiptera Homoptera Auchenorrhyncha). *Tropical Zoology* 7: 131-144.
- GOODCHILD A. 1966. Evolution of the alimentary canal in the Hemiptera. *Biological Reviews* 41: 97-140.
- GRAVENA S., LOPES J.R.S., PAIVA P.E.B., YAMAMOTO P.T. & ROBERTO S.R. 1998. Os vetores da *Xylella fastidiosa*. Pp: 37-53. En Donadio L.C. & Moreira C.S. Eds. Clorose variegada dos citros. Bebedouro.
- GRIMALDI D. & ENGEL M.S. 2005. *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, New York, USA. 755 pp.
- GULLAN P. 1999. Why the taxon Homoptera does not exist? *Entomologica* 33: 101-104.
- HAELTERMAN R.M., NOME C.F., DOCAMPO D.M. & NOME S.F. 1996. Hospedantes de *Xylella fastidiosa*, bacteria causal de la escaldadura del borde de la hoja del almendro (*Prunus amygdalus*). *Revista de Investigaciones Agropecuarias INTA* 26(2): 65-72.
- HAMILTON K. 1981. Morphology and evolution of the Rhynchotan head (Insecta: Hemiptera, Homoptera). *The Canadian Entomologist* 113: 953-974.

- HAMILTON K. 1983. *Classification, morphology and phylogeny of the family Cicadellidae (Rhynchotha: Homoptera)*. Pp. 15-37. En Knight W.J.; Pant N.C., Robertson T.S. & Wilson M.R. Eds. *Proceedings of the 1st International Workshop on Biotaxonomy, Classification and Biology of Leafhoppers and Planthoppers (Auchenorrhyncha) of Economic Importance*, London.
- HAMILTON K. 1992. Lower Cretaceous Homoptera from the Koonwarra fossil bed in Australia, with a new superfamily and synopsis of Mesozoic Homoptera. *Annals of the Entomological Society of America* 85(4): 423-430.
- HELDEN A.J. 2008. First extant records of mermithid nematode parasitism of Auchenorrhyncha in Europe. *Journal of Invertebrate Pathology* 99: 351-353.
- HENNIG W. 1981. *Insect phylogeny*. J Wiley and Sons, New York. 510 pp.
- HENSON J.M. & FRENCH R. 1993. The polymerase chain reaction and plant disease diagnosis. *Annual Review of Phytopathology* 31:81-109.
- HERNANDEZ-MARTINEZ R., PINCKARD T.R., COSTA H.S., COOKSEY D.A. & WONG F.P. 2006. Discovery and characterization of *Xylella fastidiosa* strains in southern California causing mulberry leaf scorch. *Plant Disease* 90: 1143-1149.
- HILL B.L. & PURCELL A.H. 1995. Acquisition and retention of *Xylella fastidiosa* by an efficient vector. *Phytopathology* 85: 209-212.
- HIX R.L. 2001. Egg laying and brochosome production observed in glassy winged sharpshooter. *California Agriculture* 55(4): 19-22.
- HOPKINS D.L. 1989. *Xylella fastidiosa*: Xylem-limited bacterial pathogen of plants. *Annual Review of Phytopathology* 27: 271-290.
- HOPKINS D.L. & ADLERZ W.C. 1988. Natural Hosts of *Xylella fastidiosa* in Florida. *Plant Disease* 72(5): 429-431.
- HOPKINS D.L. & PURCELL A.H. 2002. *Xylella fastidiosa*: Cause of Pierce's disease of grapevine and others emergent diseases. *Plant Disease* 86: 1056-1066.
- HUMMEL N.A., ZALOM F.G. & PENG C.Y.S. 2006. Structure of female genitalia of glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca coagulata* (Say) (Hemiptera: Cicadellidae). *Arthropod Structure & Development* 35: 111-125.

- HUNTER W.B., KATSAR C.S. & CHAPARRO J.X. 2006. Molecular analysis of capsid protein of *Homalodisca coagulata* Virus-1, a new leafhopper-infecting virus from the glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca coagulata*. *Journal of Insect Science* 6(28): 1-10.
- KANGA L.H.B., JONES W.A., HUMBER R.A. & BOYD JR. D.W. 2004. Fungal pathogens of the glassy-winged sharpshooter *Homalodisca coagulata* (Homoptera: Cicadellidae). *Florida Entomologist* 87(2): 225-228.
- KATHIRITHAMBY J. 1987. The twisted-winged parasitoid of Auchenorrhyncha. *Proceedings 6th Auchenorrhyncha Meeting*. Turín, Italia: 631-639.
- KITAJIMA E.W., BAKARCIC M. & FERNANDEZ-VALIELA M.V. 1975. Association of rickettsia-like bacteria with plum leaf scald disease. *Phytopathology* 65: 476-479.
- KNIGHT W.J. & NIELSON M.W. 1986. The higher classification of the Cicadellidae. *Tymbal* 8: 10-14.
- KRISTENSEN N. 1973. The phylogeny of hexapod "orders." A critical review of recent accounts. *Zeitschrift fur Zoologische Systematik und Evolutions Forschung* 13: 1-44.
- KRISTENSEN, N.P. 1991. *Phylogeny of extant Hexapods*. En Csiro. *The insects of Australia. A text book for students and research workers*. Vol 2. Pp: 125-140. Cornell University Press, Ithaca, USA.
- KRÜGNER R., LOPES M.T.V., SANTOS J.S., BERETTA M.J.G. & LOPES J.R.S. 2000. Transmission efficiency of *Xylella fastidiosa* to citrus by sharpshooters and identification of two new vector species. *Proceedings of 14th International Organization of Citrus Virologists Conference*: 423.
- KUKALOVÁ-PECK J. 1983. Origin of the insect wing and wing articulation from the arthropodan leg. *Canadian Journal of Zoology* 61: 1618-1669.
- LARANJEIRA F.F., BERGAMIN FILHO A., AMORIM L., AGUILAR-VILDOSO C.I. & COLETTA FILHO H. 2005. *Fungos, procariotos e doenças abióticas*. Pp: 509-566. En Mattos Júnior D., DeNegri J.D., Pio R.M., Pompeu Júnior J. Eds. Citros. Instituto Agrônômico and Fundag, Campinas SP.

- LATREILLE P. 1825. *Homoptères. Homoptera*. Seconde section. Familles Naturelles du Règne Animal, exposées succinctement et dans un ordre analytique, avec l'indication de leurs genres. 570 pp.
- LAWSON P.B. 1931. The Genus *Xerophloea* in North America (Homoptera, Cicadellidae). *The Pan-Pacific Entomologist* 7(4): 159-169.
- LEE R.F., BERETTA M.J.G., HARTUNG J.H., HOOKER M.E. & DERRICK K.S. 1993. Citrus variegated chlorosis: confirmation of *Xylella fastidiosa* as the causal agent. *Summa Phytopathologica* 19(2): 123-125.
- LI W.B., PRIA W.D., TEIXEIRA JR. D.C., MIRANDA V.S., AYRES A.J., FRANCO C.F., COSTA M.G., HE C.X., COSTA P.I. & HARTUNG J.S. 2001. Coffee Leaf Scorch caused by a strain of *Xylella fastidiosa* from citrus. *Plant Disease* 85: 501-505.
- LINNAVUORI R. 1959. Revision of the Neotropical Deltocephalinae and some related subfamilies (Homoptera). *Annales Botanici Societatis Zoologicae-Botanicae Fennicae "Vanamo"* 20(1): 1-370.
- LINNAVUORI R. 1979. Revision of African Cicadellidae (Homoptera: Auchenorrhyncha), Part I. *Revue de Zoologie Africaine* 93: 647-747.
- LOCKEY C., OTT E. & LONG Z. 1998. Real-time fluorescence detection of a single DNA molecule. *Biotechnology* 24: 744-746.
- LOGARZO G.A., VIRLA E.G., TRAPITSYN S.V. & JONES W.A. 2004. Biology of *Zagella delicada* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), an egg parasitoid of the sharpshooter *Tapajosa rubromarginata* (Homoptera: Clypeorrhyncha: Cicadellidae) in Argentina. *Florida Entomologist* 87(4): 511-516.
- LOGARZO G.A., DE LEÓN J.H., TRIAPITSYN S.V., GONZALEZ R.H., VIRLA E.G. 2006. First report of a Proconiine Sharpshooter, *Anacuerna centrolínea* (Homoptera: Cicadellidae), in Chile, with notes on its biology, host plants, and egg parasitoids. *Annals of the Entomological Society of America* 99(5): 879-883.
- LOPES J.R.S. 1996. Mecanismo de transmissão de *Xylella fastidiosa* por cigarrinhas. *Laranja* 17: 79-92.
- LOPES J.R.S. 1999. Estudos com vectores de *Xylella fastidiosa* e implicações no manejo da clorose variegada dos citros. *Laranja* 20(2): 329-344.

- LOPES J.R.S., BERETA M.J.G., HARAKAVA R., ALMEIDA R.R., KRUGNER R. & GARCIA A.JR. 1996. Confirmação da transmissão por cigarrinhas do agente causal da clorose Variegada dos Citros, *Xylella fastidiosa*. *Fitopatologia Brasileira* 21: 343.
- LOZADA P.W. & ARELLANO G.A. 2008. Lista preliminar comentada de las "cigarritas" (Insecta: Hemiptera: Cicadellidae) de Chanchamayo y Satipo, Perú. *Ecología Aplicada* 7(1,2): 117-122.
- LUFT ALBARRACIN E., PARADELL S. & VIRLA E.G. 2008. Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha) associated with maize crops in Northwestern Argentina, influence of the sowing date and phenology of their abundance and diversity. *Maydica* 53: 289-296.
- LUFT ALBARRACIN E., TRIAPITSYN S.V. & VIRLA E.G. 2009. An annotated key to the genera of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) in Argentina. *Zootaxa* 2129: 1-28.
- MARIANI R., VERA L. & VIRLA E.G. 1997. Aportes al conocimiento de *Doru lineare* (Dermaptera, Forficulidae), un insecto de importancia agronómica en el noroeste argentino. *CIRPON Revista de Investigación* X(1-4): 13-18.
- MARQUES L.L.R., CERI H., MANFIO G.P., REID D.M. & OLSON M.E. 2002. Characterization of biofilm formation by *Xylella fastidiosa* in vitro. *Plant Disease* 86: 633-638.
- MARUCCI R.C., CAVICHIOLI R.R. & ZUCCHI R.A. 2000. Descrição dos estádios imaturos de *Acrogonia* sp., *Dilobopterus costalimai* Young e *Oncometopia facialis* (Signoret) (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 29: 667-681.
- MARUCCI R.C., CAVICHIOLI R.R. & ZUCCHI R.A. 2002. Espécies de cigarrinhas (Hemiptera, Cicadellidae, Cicadellinae) em pomares de citros da região de Bebedouro, SP, com descrição de uma espécie nova de *Acrogonia* Stål. *Revista Brasileira de Entomologia* 46: 149-164.
- MARUCCI R.C., LOPES J.R.S., VENDRAMIM J.D. & CORRENTE J. E. 2004. Feeding site preference of *Dilobopterus costalimai* Young and *Oncometopia facialis* (Signoret) (Hemiptera: Cicadellidae) on citrus plants. *Neotropical Entomology* 33: 759-768.

- MARUCCI R.C., LOPES J.R.S., VENDRAMIM J.D. & CORRENTE J.E. 2005. Influence of *Xylella fastidiosa* infection of citrus on the feeding preference of sharpshooter (Hemiptera: Cicadellidae) vectors. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 117: 95-103.
- MARUCCI R.C., LOPES J.R.S., CAVICHIOLI R.R. 2008. Transmission Efficiency of *Xylella fastidiosa* by Sharpshooters (Hemiptera: Cicadellidae) in Coffee and Citrus. *Journal of Economic Entomology* 101(4): 1114-1121.
- McKAMEY S.H. 1998. Taxonomic catalogue of the Membracoidea (exclusive of leafhoppers): second supplement to fascicle 1 Membracidae of the general catalogue of the Hemiptera. *Memories of the American Entomological Institute* 60: 1-377.
- McKAMEY S.H. 2002 *Leafhoppers of the world database*: progress report. p 85. En Hoch H., Asche M., Homberg C. & Kessling P. Eds. *11th International Auchenorrhyncha Congress*.
- McKAMEY SH. 2007. Taxonomic catalogue of the leafhoppers (Membracoidea). Part 1. Cicadellinae. *Memoirs of the American Entomological Institute* 78: 1-394.
- MEJDALANI G. 1995. *Scopogonalia paula* Young, 1977: morphology of the female genitalia and comparative notes on the *Iuliaco* Generic Group (Homoptera, Cicadellidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 39(1): 193-202.
- MEJDALANI G. 1998. Morfologia externa dos Cicadellinae (Homoptera, Cicadellidae): comparacao entre *Versigonalia ruficauda* (Walker) (Cicadellini) e *Tretogonia cribrata* Melichar (Proconiini), com notas sobre outras especies e analise da terminologia. *Revista Brasileira de Zoologia* 15: 451-544.
- MEJDALANI G. 2006. Notes on Neotropical Proconiini (Hemiptera, Cicadellidae, Cicadellinae), III: redescription of the Amazonian sharpshooter *Ichthyobelus youngi* Kramer. *Deutsche Entomologische Zeitschrift* 53:108-113.
- MEJDALANI G. & SILVA R.S. 2010. Notes on Neotropical Proconiini (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). VII: First detailed description of the female genitalia of a *Diestostemma* species. *Zoologia* 27: 813-819.
- MEJDALANI G.L.F. & GARCIA C. 2011. A remarkable new species of the sharpshooter genus *Egidemia* (Insecta, Hemiptera, Cicadellidae, Cicadellinae). *ZooKeys* 97: 1-10.

- MEJDALANI G., TAKIYA D.M., FELIX M., CEOTTO P.C. & YANEGA D. 2002. *Teletusa limpida* (Signoret): a Neotropical proconiine leafhopper that mimics megachilid bees (Hymenoptera: Apoidea), with notes on Batesian mimicry in the subfamily Cicadellinae (Hemiptera: Cicadellidae). *Denisia* 4: 215-224.
- MEJDALANI G., TAKIYA D.M. & CARVALHO R.A. 2006. Notes on Neotropical Proconiini (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae), IV: lectotype designations of *Aulacizes* Amyot & Serville species described by Germar and revalidation of *A. erythrocephala* (Germar, 1821). *Arthropod Systematics & Phylogeny* 64: 105-111.
- MEJDALANI G.; COSTA L.A.A. & CARVALHO R.A. 2008. Two new species of *Zyzzogeton* Breddin and the female of *Z. haenschi* Breddin (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae: Proconiini). *Journal of Natural History* 42: 1639-1648.
- MEJDALANI G.L.F., CARPI A. & CARVALHO R.A. 2009. Notes on Neotropical Proconiini (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). VI: description of the male of *Deselvana falleni* from the Atlantic Rainforest of southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* 26: 769-773.
- MELICHAR L. 1924. Monographie der Cicadellinen I. – *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici* 21: 195–243.
- MELICHAR L. 1925. Monographie der Cicadellinen II. – *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici* 22: 329–410.
- MELICHAR L. 1926. Monographie der Cicadellinen III. – *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici* 23: 273–394.
- MELICHAR L. 1932. Monographie der Cicadellinen IV. – *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici* 27: 285–328.
- MELICHAR L. 1951. Monographie der Cicadellinen V. – *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici* (n.s.) 1: 72–111.
- MENEGATTI A.C.O., GARCIA F.R.M. & SAVARIS M. 2008. Análise faunística e flutuação populacional de cigarrinhas (Hemiptera, Cicadellidae) em pomar cítrico no município de Chapecó, Santa Catarina. *Biotemas* 21(1): 53-58.
- METCALF Z.P. 1965. *General catalog of the Homoptera. Fasc. VI. Cicadelloidea. Part 1 Tettigellidae*. Agriculture Research Services. United States Department of Agriculture. 730 pp.

- MILANEZ J.M., PARRA J.R.P. & MAGRI D.C. 2001. Alternation of host plants as a survival mechanism of leafhoppers *Dilobopterus costalimai* and *Oncometopia facialis* (Hemiptera: Cicadellidae), vectors of the citrus variegated chlorosis (CVC). *Scientia Agricola* 58(4): 699-702.
- MILANEZ J.M., PARRA J.R.P., CUSTÓDIO I.A., MAGRI D.C., CERA C. & LOPES J.R.S. 2003. Feeding and survival of citrus sharpshooters (Hemiptera: Cicadellidae) on host plants. *Florida Entomologist* 86: 154-157.
- MILANEZ J.M., PANDOLFO C., HAMMES L.A. & PARRA J.R.P. 2005. Zoneamento Ecológico de *Dilobopterus costalimai* Young, *Oncometopia facialis* Signoret e *Acrogonia citrina* Marucci & Cavichioli (Hemiptera: Cicadellidae) para Santa Catarina. *Neotropical Entomology* 34(2): 297-302
- MINSAVAGE G.V., HOPKINS D.L., LEITE R.M. & STALL R.E. 1993. Comparison of PCR amplification of DNA and ELISA for the detection of *Xylella fastidiosa* in plant extracts. *Phytopathology* 83: 1399.
- MINSAVAGE G.V., THOMPSON C.M., HOPKINS D.L., LEITE R.M. & STALL R.E. 1994. Development of a polymerase chain reaction protocol for detection of *Xylella fastidiosa* in plant tissue. *Phytopathology* 84: 456-461.
- MIRANDA M.P., LOPES J.R.S., DO NASCIMENTO A.S., DOS SANTOS J.L. & CAVICHIOLI R.R. 2009. Levantamento Populacional de Cigarrinhas (Hemiptera: Cicadellidae) Associadas à Transmissão de *Xylella fastidiosa* em Pomares Cítricos do Litoral Norte da Bahia. *Neotropical Entomology* 38(6): 827-833.
- MIZELL III R.F. & ANDERSEN P.C. 2001. Keys to management of glassy-winged sharpshooter: interactions between host plants, malnutrition and natural enemies Pp: 81-84. *Proceedings of the Pierce's Disease Research Symposium*. California Department of Food and Agriculture.
- MIZELL III R.F., ANDERSEN P.C., TIPPING C. & BRODBECK B. 2003. *Xylella fastidiosa* diseases and their leafhopper vectors. University of Florida: 1-7. EDIS, ENY-683. <http://edis.ifas.ufl.edu/IN174>
- MOLINA R.O., NUNES W.M.C., GONÇALVES A.M.O., CORAZZA-NUNES M.J., ZANUTTO C.A., YAMAMOTO A.Y. & VARGAS R.G. 2006. Ocorrência de cigarrinhas vetoras de *Xylella fastidiosa* em pomares cítricos do município de Loanda, no noroeste do Paraná. *Laranja* 27: 243-250.

- MOLINA R.O., GONÇALVES A.M.O, ZANUTTO C.A. & NUNES W.M.C. 2010. Populational Fluctuation of Vectors of *Xylella fastidiosa* Wells in Sweet Orange [*Citrus sinensis* (L.) Osbeck] Varieties of Northwest Paraná State, Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 53: 549-554.
- MURUAGA DE L'ARGENTIER S. & AGOSTINI DE MANERO E. 1995. Contribución al estudio de las especies de Cicadellidae (Homoptera) presentes en cultivo de poroto en Jujuy (Argentina). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 54(1-4): 77-82.
- NAULT L. & AMMAR E. 1989. Leafhoppers and planthoppers transmission of plant viruses. *Annual Review of Entomology* 34: 503-529.
- NAVONE P. 1987. Origine, struttura e funzioni di escreti e secreti entomatici di aspetto ceroso distribuiti sul corpo mediante zampe. *Annali della Facoltà di Scienze Agrarie della Università degli Studi di Torino* 14: 237-294.
- NEVES E.M. 2000. Economia da produção citrícola e efeitos alocativos. *Preços Agrícolas* 14(162): 9-12.
- NIELSON M.W. 1965. A revision of the genus *Cuerna* (Homoptera, Cicadellidae). *Technical Bulletin of the United States Department of Agriculture* 1318: 1-48.
- NIELSON M.W. 1968. The leafhopper vectors of phytopatogenic virus (Homop.: Cicadellidae). *Technical Bulletin of the United States Department of Agriculture* 1382 pp.
- NIELSON M.W. 1985. *Leafhopper systematic*. Pp: 11-39. En Nault L. & Rodriguez J. Eds. *The Leafhoppers and Planthoppers*. John Wiley y Sons, New York.
- NIELSON M.W., MAY C.J. & TINGEY W.M. 1975. Developmental biology of *Oncometopia alpha*. *Annals of the Entomological Society of America* 68: 401-403.
- NIELSON M. & KNIGHT W. 2000. Distributional patterns and possible origin of leafhoppers (Homoptera, Cicadellidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 17(1): 81-156.
- NOME S.F., HAELTERMAN R.M., DOCAMPO D.M., PRATAVIERA A.G. & DI FEO L. DEL V. 1992. Escaldadura de las hojas del almendro en Argentina. *Fitopatologia Brasileira* 17(1): 57-60.

- NOVOTNY V. & WILSON M.R. 1997. Why are there no small species among xylem-sucking insects?. *Evolutionary Ecology* 11: 419-437.
- NOVOTNY V. & BASSET Y. 1998. Seasonality of sap-sucking insects (Auchenorrhyncha, Hemiptera) feeding on *Ficus* (Moraceae) in a lowland rain forest in New Guinea. *Oecologia* 115: 514-522.
- NUNES W.M.C., MOLINA R.O., ALBUQUERQUE F.A., CORAZZA-NUNES M.J., ZANUTTO C.A. & MACHADO M. 2007. Flutuação populacional de cigarrinhas vetoras de *Xylella fastidiosa* em pomares comerciais de citros no noroeste do Paraná. *Neotropical Entomology* 36: 254-260.
- O'BRIEN L.B. & WILSON S.W. 1985. *Planthopper systematics and external morphology*. Pp: 61-102. En Nault L.R. & Rodriguez J.G. Eds. *The Leafhoppers and Planthoppers*. Wiley, New York, USA.
- OMAN P. 1949. The Nearctic leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae). A generic classification and check list. *Memoirs of the Entomological Society of Washington* 3: 1-253.
- OMAN P., KNIGHT W. & NIELSON M. 1990. *Leafhoppers (Cicadellidae): a bibliography, generic check-list and index to the world literature 1956-1985*. CAB International Institute of Entomology, Wallingford, U.K. 368 pp.
- PAIVA P.E.B., BENVENGA S.R. & GRAVENA S. 2001. Aspectos biológicos das cigarrinhas *Acrogonia gracilis* (Osborn), *Dilobopterus costalimai* Young e *Oncometopia facialis* (Signoret) (Hemiptera: Cicadellidae) em *Citrus sinensis* L. Osbeck. *Neotropical Entomology* 30: 25-28.
- PARADELL S. 1995. Especies argentinas de homópteros cicadélidos asociados al cultivo de maíz (*Zea mays* L.). *Revista de la Facultad de Agronomía de La Plata* 71(2): 213-234.
- PARADELL S. & REMES LENICOV A.M.M. 2005. Redescription of *Clorindaia hecaloides* Linnavuori, 1975 and distribution in the Argentina Republic (Hemiptera-Cicadellidae). *Bulletin de la Société Entomologique de France* 10(2): 133-136.
- PARADELL S.; REMES LENICOV A.M.M.; DE COLL O. & AGOSTINI J. 2000. Cicadélidos asociados a citrus afectados por la Clorosis Variegada de los citrus (CVC) en Montecarlo, Misiones, República Argentina (Insecta: Hemiptera:

- Auchenorrhyncha). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 59(1-4): 103-118.
- PARADELL S.L., ROCCA M. & DEFEA B.S. 2011. Primer registro de *Syncharina lineiceps* (Hemiptera: Cicadellidae) en la Argentina. Clave para el reconocimiento de las especies del género. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 70(1-2): 141-145.
- PARADELL S.L., VIRLA E.G., LOGARZO G.A. & DELLAPÉ G. 2012. Proconiini Sharpshooters of Argentina, with notes on its distribution, host plants, and natural enemies. *Journal of Insect Science* 12(116): 1-17.
- PARRA J.R.P., OLIVEIRA H.N. & PINTO A.S. 2003. *Pragas e insetos benéficos com Citros*. FEALQ, Piracicaba, Brasil, 73 pp.
- PHILLIPS P.A. 1999. Vineyards, almond orchards threatened. *Fruit Grow* 119: 18F-18H.
- PILKINGTON L.J., IRVIN N.A., BOYD E.A., HODDLE M.S., TRIAPITSYN S.V., CAREY B.G., JONES W.A. & MORGAN D.J.W. 2005. Introduced parasitic wasps could control glassy-winged sharpshooter. *California Agriculture* 59: 223-228.
- POINAR G.O. 1975. *Entomogenous nematodes. A manual and host list of insect-nematode associations*. E.J. Brill, Leiden. 317 pp.
- POOLER M.R. & HARTUNG J.S. 1995. Specific PCR detection and identification of *Xylella fastidiosa* causing citrus variegated chlorosis. *Current Microbiology* 31(6): 377-381.
- PURCELL A.H. 1975. Role of the bluegreen sharpshooter, *Hordnia circellata*, in the epidemiology of Pierce's disease of grapevines. *Environmental Entomology* 4(5): 745-752.
- PURCELL A.H. 1981. Vector preference and inoculation efficiency as components of resistance to Pierce's disease in European grape *Vitis vinifera* cultivars. *Phytopathology* 71:429-35.
- PURCELL A.H. 1985. *The ecology of bacterial and mycoplasma plant diseases spread by leafhoppers and planthoppers*. Pp: 351-380 Nault L.R. & Rodriguez J.G. Eds. The Leafhoppers. J. Wiley & Sons Publishers.

- PURCELL A.H. & FINLAY A.H. 1979. Evidence for noncirculative transmission of Pierce's disease bacterium by sharpshooter leafhoppers. *Phytopathology* 69: 393-395.
- PURCELL A.H., FINLAY A.H. & MCCLEAN D.L. 1979. Pierce's disease bacterium: mechanism of transmission by leafhopper vectors. *Science* 206: 839-41.
- PURCELL A.H. & HOPKINS D.L. 1996. Fastidious xylem-limited bacterial plant pathogens. *Annual Review of Phytopathology* 34:131-51.
- PURCELL A.H. & SAUNDERS S.R. 1999. Glassywinged sharpshooters expected to increase plant disease. *California Agriculture* 53: 26-27.
- QIN X., MIRANDA V.S., MACHADO M.A., LEMOS E.G.M. & HARTUNG J.S. 2001. An evaluation of the genetic diversity of *Xylella fastidiosa* isolated from diseased citrus and coffee in São Paulo, Brazil. *Phytopathology* 91: 599-605.
- RAFINESQUE C. 1815. *Analyse de la nature ou tableau de l'univers et des corps organisés*. 224 pp.
- RAKITOV R.A. 1995. The covering formed by brochosomes on the cuticle of leafhoppers (Homoptera, Cicadellidae). *Entomological Review* 74: 90-103.
- RAKITOV R.A. 1996. Post-moulting behaviour associated with Malpighian tubule secretions in leafhoppers and treehoppers (Auchenorrhyncha: Membracoidea). *European Journal of Entomology* 93: 167-184.
- RAKITOV R.A. 1998. On differentiation of cicadellid leg chaetotaxy (Homoptera, Auchenorrhyncha, Membracoidea). *Russian Entomological Journal* 6: 7-27.
- RAKITOV R.A. 1999a. Secretory products of the Malpighian tubules of Cicadellidae (Hemiptera, Membracoidea): an ultrastructural study. *International Journal of Insect Morphology and Embryology* 28: 179-192.
- RAKITOV R.A. 1999b. The use of brochosomes in oviposition and related morphological and physiological dimorphism in Proconiini. *10th International Auchenorrhyncha Congress*, Cardiff.
- RAKITOV R.A. 2000a. Secretion of brochosomes during the ontogenesis of a leafhopper, *Oncometopia orbona* (F.) (Insecta, Homoptera, Cicadellidae). *Tissue and Cell* 32: 28-39.

- RAKITOV R.A. 2000b. Nymphal biology and anointing behaviours of *Xestocephalus desertorum* (Berg), a leafhopper feeding on grass roots. *Journal of the New York Entomological Society* 108: 171-180.
- RAKITOV R.A. 2002. What are brochosomes for? An enigma of leafhoppers (Hemiptera, Cicadellidae). *Denisia* 4: 433-452.
- RAKITOV R.A. 2004. Powdering of egg nests with brochosomes and related sexual dimorphism in leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 140: 353-381.
- RAKITOV R.A. 2006. Leafhopper Egg Brochosomes Image Database. <http://ctap.inhs.uiuc.edu/takiya/broch.asp>
- REDAK R., PURCELL A., LOPES J.R.S., BLUA M., MIZELL R.F. & ANDERSEN P.C. 2004. The biology of Xylem Fluid-Feeding Insect Vectors of *Xylella fastidiosa* and their relation to disease epidemiology. *Annual Review of Entomology* 49: 243-270.
- REMES LENICOV A.M.M. 1970 Un nuevo Estrepsiptero de Argentina, parásito de Membracidos (Insecta, Strepsiptera). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 32(1-4): 35-41.
- REMES LENICOV A.M.M. 1982. Aportes al conocimiento de los Agalliinae argentinos. (Homoptera-Cicadellidae). *Neotropica* 28(80): 125-138.
- REMES LENICOV A.M.M. & TESÓN A. 1975. Notas sobre Estrepsipteros argentinos parasitos de Homopteros I (Insecta). *Neotropica* 21(65): 65-71.
- REMES LENICOV A.M.M. & TESÓN A. 1985. Cicadélidos que habitan los cultivos de arroz (Homoptera- Cicadellidae). *Revista de Investigaciones Agropecuarias INTA* 20(1): 131-141.
- REMES LENICOV A.M.M., TESÓN A., DAGOBERTO E. & PARADELL S. 1991. Acción del parasitoide *Elenchus tenuicornis* (Kirby) sobre la densidad poblacional de *Delphacodes kuscheli* Fennah (Insecta, Strepsiptera, Homóptera: Delphacidae). *Revista de la Asociación de Ciencias Naturales del Litoral* 22(1): 1-9.
- REMES LENICOV A.M.M., VIRLA E.G. & MANCA M.E. 1998. Difusión de *Tapajosa rubromarginata* (Homoptera: Cicadellidae) sobre cultivos cerealeros de la Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 57(1-4): 18.

- REMES LENICOV A.M.M., PARADELL S., DE COLL O. & AGOSTINI J. 1999. Cicadelinos asociados a citrus afectados por la Clorosis Variegada (CVC) en la República Argentina (Insecta: Homoptera: Cicadellidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 58(3-4): 211-225.
- REMES LENICOV A.M.M.; PARADELL S. & CATALANO M. 2006. Hemípteros auquenorrincos perjudiciales al cultivo de sorgo en la Argentina (Insecta-Hemiptera). *Revista de Investigaciones Agropecuarias INTA* 35(2): 3-20.
- ROBERTO S.R., COUTINHO A., LIMA J.E.O., MIRANDA V.S. & CARLOS E.F. 1996. Transmissão de *Xylella fastidiosa* pelas cigarrinhas *Dilobopterus costalimai*, *Acrogonia terminalis* e *Oncometopia facialis* em citros. *Fitopatologia Brasileira* 21(4): 517-518.
- ROSSETTI V. & DE NEGRI D. 1990. Clorose variegada dos citros: revisão. *Laranja* 11: 1-14.
- SCHAAD N.W., POSTNIKOVA E., LACY G., FATMI M. & CHANG C.J. 2004. *Xylella fastidiosa* subspecies: *X. fastidiosa* subsp. *piercei*, subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* subsp. nov., and *X. fastidiosa* subsp. *pauca* subsp. nov. *Systematic and Applied Microbiology* 27: 290-300 & 763.
- SCHRÖDER H. 1959. Taxionomische und tiergeographische Studien an neotropischen Zikaden (Cicadellidae, Tettigellinae). *Abhandlungen der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft* 499: 1-93.
- SCHUENZEL E.L., SCALLY M., STOUTHAMER R. & NUNNEY L. 2005. The multi-gene phylogenetic study of clonal diversity and divergence in North American strains of the plant pathogen *Xylella fastidiosa*. *Applied and Environmental Microbiology* 71: 3832-3839.
- SCUDDER G.G.E. 1961. The comparative morphology of the insect ovipositor. *Transactions of the Entomological Society of London* 113(2): 25-40.
- SEGOVIA F. 2003. Potencial y Limitantes de la Producción de Cítricos en Argentina. http://www.producirconservando.org.ar/documentos/informe_citricos.pdf
- SIGNORET V. 1853a. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 1(3): 13-40.

- SIGNORET V. 1853b. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 1(3): 323-374.
- SIGNORET V. 1853c. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 1(3): 661-688.
- SIGNORET V. 1854a. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 2(3): 5-28.
- SIGNORET V. 1854b. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 2(3): 341-366.
- SIGNORET V. 1854c. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 2(3): 483-496.
- SIGNORET V. 1854d. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 2(3): 717-732.
- SIGNORET V. 1855a. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 3(3): 49-60.
- SIGNORET V. 1855b. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 3(3): 225-240.
- SIGNORET V. 1855c. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 3(3): 507-528.
- SIGNORET V. 1855d. Revue iconographique des Tettigonides. *Annales de la Société Entomologique de France* 3(3): 765-836.
- SILVEIRA NETO S., NAKANO O., BARBIN D. & VILLA NOVA N.A. 1976. *Manual de ecologia dos insetos*. Piracicaba, Agronômica Ceres. 416 pp.
- SILVEIRA NETO S., MONTEIRO R.C., ZUCCHI R.A. & MORAES R.C.B. 1995. Uso da análise faunística de insetos na avaliação do impacto ambiental. *Scientia Agricola* 52: 9-15.
- SNODGRASS R.E. 1927. The head and mouth parts of the cicada. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 29(1): 1-16.
- SNODGRASS R.E. 1933. Morphology of the insect abdomen. Part II. The genital ducts and the ovipositor. *Smithsonian Miscellaneous Collections* 89(8): 1-148.

- SNODGRASS R.E. 1935. *Principles of insect morphology*. New York, McGraw-Hill, 667 pp.
- SOKAL R.R. & ROHLF F.J. 1999. *Introducción a la Bioestadística*. Barcelona, Reverté S.A., 362 pp.
- SORENSEN J., CAMPBELL B., GILL R. & STEFFEN-CAMPBELL J. 1995. Non-monophyly of Auchenorrhyncha ("Homoptera"), based upon 18S rDNA phylogeny: ecoevolutionary and cladistic implications within pre-heteropteroidea Hemiptera (s.l.) and a proposal for new monophyletic suborders. *The Pan-Pacific Entomologist* 71(1): 31-60.
- STÅL C. 1869. Hemiptera Fabriciana. Fabricianska Hemipterarter, efter de I Köpenhamn och Kielförvarade typexemplaren granskade och beskrifne, 2. *Kungliga Svenska vetenskapsakademiens handlingar* 8: 1-130.
- SUMI S., MATHAI A. & RADHAKRISHNAN V.V. 2009. Dot-immunobinding assay. *Methods in Molecular Biology* 536:89-93 (doi: 10.1007/978-1-59745-542-8_11).
- SWAIN R.B. 1937. Notes on the oviposition and life-history of the leafhopper *Oncometopia undata* Fabr. (Homoptera: Cicadellidae). *Entomological News* 47: 264-266.
- TAKIYA D.M. 2007. Systematic Studies on the Leafhopper Subfamily Cicadellinae (Hemiptera: Cicadellidae). Tesis Doctoral. University of Illinois, Urbana-Champaign, USA.
- TAKIYA D.M. 2008. Sharpshooter (Cicadellinae) database. <http://imperialis.inhs.illinois.edu/takiya/>
- TAKIYA D.M. & MEJDALANI G.L.F. 2011. Review of the sharpshooter genus *Splonia*, with descriptions of three new submacropterous species (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae: Proconiini). *Annals of the Entomological Society of America* 104: 141-148.
- TAKIYA D.M., MEJDALANI G. & FELIX M. 1999. Dual-mimicry of wasps by the Neotropical leafhopper *Propetes schmidtii* Melichar with a description of its female (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 101: 722-728.

- TAKIYA D.M., MEJDALANI G. & WEBB M.D. 2003. Notes on the Amazonian genus *Hyogonia* China (Hemiptera: Cicadellidae: Proconiini) with a description of a new species. *Journal of Natural History* 37: 2863-2869.
- TAKIYA D.M., CAVICHIOLI R.R. & MCKAMEY S.H. 2006a. Brazilian sharpshooters of the genus *Homalodisca* Stål, 1869 (Hemiptera, Cicadellidae): notes, new records, key to species, first description of the male of *H. ignota* Melichar, 1924, and a new Northeastern species. *Zootaxa* 1249: 23-36.
- TAKIYA D.M., MCKAMEY S.H. & CAVICHIOLI R.R. 2006b. Validity of *Homalodisca* and of *H. vitripennis* (Germar) as the name for Glassy-Winged sharpshooter (Hemiptera: Cicadellidae: Cicadellinae). *Annals of the Entomological Society of America* 99(4): 648-655.
- TIPPING C. & MIZELL III R.F. 2004. Sharpshooters, Leafhoppers, Cicadellidae (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha: Cicadellidae). United States Department of Agriculture, Cooperative Extension Service, University of Florida: 1-8.
- TOLEDO A.V., VIRLA E., HUMBER R.H., PARADELL S. & LÓPEZ LASTRA C.C. 2006. First record of *Clonostachys rosea* (Ascomycota: Hypocreales) as an entomopathogenic fungus of *Oncometopia tucumana* and *Sonesimia grossa* (Hemiptera: Cicadellidae) in Argentina. *Journal of Invertebrate Pathology* 92: 7-10.
- TOLEDO A.V., REMES LENICOV A.M.M. & LÓPEZ LASTRA C.C. 2007. Primer registro de *Conidiobolus coronatus* (Zygomycetes: Entomophthorales) en crías experimentales de dos especies plaga del maíz: *Delphacodes kuscheli* y *D. haywardi* (Hemiptera: Delphacidae) en la Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 42(3-4): 169-174.
- TOLEDO A.V., REMES LENICOV A.M.M. & LÓPEZ LASTRA C.C. 2008. Host range findings on *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota: Hypocreales) in Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 43 (3-4): 211-220.
- TRIAPITSYN S.V., MIZELL R.F.III, BOSSART J.L. & CARLTON C.E. 1998. Egg parasitoids of *Homalodisca coagulata* (Homoptera: Cicadellidae). *Florida Entomologist* 81: 241-243.
- TRIAPITSYN S.V., LOGARZO G.A., VIRLA E.G. & DE LEÓN J.H. 2007. A new species of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) from Argentina, an egg

- parasitoid of *Tapajosa rubromarginata* (Hemiptera: Cicadellidae). *Zootaxa* 1619: 61-68.
- TRIAPITSYN S.V., LOGARZO G.A., DE LEÓN J.H. & VIRLA E.G. 2008. A new *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) from Argentina, with taxonomic notes and molecular data on the *G. tuberculifemur* species complex. *Zootaxa* 1949: 1-29
- TRIAPITSYN S.V., HUBER J.T., LOGARZO G.A., BEREZOVSKIY V.V. & AQUINO D.A. 2010. Review of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) in the Neotropical region, with description of eleven new species of *Gonatocerus*. *Zootaxa* 2456: 1-243.
- TRIPLEHORN B.H. & NAULT L.R. 1985. Phylogenetic classification of the genus *Dalbulus* (Homoptera - Cicadellidae), and notes on the phylogeny of the Macrostelini. *Annals of the Entomological Society of America* 78: 291-315.
- TURNER W.F. & POLLARD H.N. 1955. Additional leafhopper vectors of phony peach. *Journal of Economic Entomology* 48: 771-72.
- TURNER W.F. & POLLARD H.N. 1959. Life histories and behaviour on five insect vectors of Phony Peach Disease. *United States Department of Agriculture Technical Bulletin* N°1188: 1-28.
- TYSON G.E., STOJANOVIC B.J., KUKLINSKI R.F., DIVITTORIO T.J. & SULLIVAN M.L. 1985. Scanning electron microscopy of Pierce's disease bacterium in petiolar xylem of grape leaves. *Phytopathology* (75): 264-269.
- VERENA-ULRIKE L., MIZELL R.F. & BOUCIAS D.G. 2011. Transmission of the mycopathogen, *Hirsutella* spp., to nymphs and adults of the glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca vitripennis* (=coagulata), in the greenhouse. *Florida Entomologist* 94(1): 106-108.
- VIRLA E. 1994. Biología de los homópteros argentinos II: Fluctuación poblacional de *Exitianus obscurinervis* (Stal, 1859) (Insecta-Cicadelidae). *Revista de la Facultad de Agronomía de La Plata* 70: 37-49.
- VIRLA E. 1999. Aportes preliminares acerca de la bionomía de *Paracentrobia subflava* (Hymenoptera-Trichogrammatidae), parasitoide de Homópteros Cicadeloideos argentinos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 58(3-4): 17-22.

- VIRLA E. 2000. Aportes al conocimiento del complejo de enemigos naturales de *Exitianus obscurinervis* (Insecta-Cicadellidae). *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 26: 365-375.
- VIRLA E. & OLMÍ M. 1998. The Dryinidae of Argentina. *Acta Entomologica Chilena* 22: 19-35.
- VIRLA E.G. & OLMÍ M. 2007. New record of Dryinidae of Argentina and descriptions of two new species (Hymenoptera: Chrysidoidea). *Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura Serie II* 39(3): 165-184.
- VIRLA E.G., LOGARZO G.A., JONES W.A. & TRAPITSYN S.V. 2005. Biology of *Gonatocerus tuberculifer* (Hymenoptera: Mymaridae), an egg parasitoid of the sharpshooter, *Tapajosa rubromarginata* (Hemiptera: Cicadellidae). *Florida Entomologist* 88(1): 67-71
- VIRLA E.G., ANGEMI L.C. & LOGARZO G.A. 2007. Suitability of different host plants for nymphs of the sharpshooter *Tapajosa rubromarginata* (Hemiptera: Cicadellidae: Proconini). *Florida Entomologist* 90(4): 766-769
- VIRLA E.G., LOGARZO G.A., PARADELL S.L. & TRIAPITSYN S.V. 2008. Bionomics of *Oncometopia tucumana* (Hemiptera: Cicadellidae), a sharpshooter from Argentina, with notes on its distribution, host plants and egg parasitoids. *Florida Entomologist* 91(1): 55-62
- VIRLA E.G., LUFT ALBARRACIN E., TRAPITSYN S.V., VIGGIANI G. & LOGARZO G.A. 2009a. Description and biological traits of a new species of *Paracentrobia* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), an egg parasitoid of the sharpshooter *Tapajosa rubromarginata* (Hemiptera: Cicadellidae) in Argentina. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 44(1): 47-53
- VIRLA E.G., MOYA-RAYGOZA G. & RAFAEL J.A. 2009b. First record of *Eudorylas schreiteri* (Shannon) (Diptera: Pipunculidae) as a parasitoid of the Corn Leafhopper (Hemiptera: Cicadellidae) in Argentina, with a table of pipunculid-host associations in the Neotropical Region. *Neotropical Entomology* 38(1): 152-154.
- VON DOHLEN C. & MORAN N. 1995. Molecular phylogeny of the Homoptera: a paraphyletic taxon. *Journal of Molecular Evolution* 41: 211-223.
- WELLS J.M., RAJU B.C., HUNG H.Y., WEISBURG W.G., MANDELCO-PAUL L. & BRENNER D.J. 1987. *Xylella fastidiosa*: Gram-negative, xylem-limited, fastidious

- plant bacteria related to *Xanthomonas*. *International Journal of Systematic Bacteriology* 37: 136-143.
- WHEELER W., SCHUH R. & BANG R. 1993. Cladistic relationship among higher groups of Heteroptera: congruence between morphological and molecular data sets. *Entomologica Scandinavica* 24: 121-137.
- WILSON M.R. & CLARIDGE M.F. 1991. *Handbook for the Identification of Leafhoppers of Rice*. Wallingford, UK: CAB Intl. 142 pp.
- WILSON M.R., TURNER J.A. & MCKAMEY S.H. 2009. Sharpshooter Leafhoppers of the World (Hemiptera: Cicadellidae subfamily Cicadellinae). *Amgueddfa Cymru - National Museum Wales*. <http://naturalhistory.museumwales.ac.uk/Sharpshooters>.
- YAMAMOTO P.T. & GRAVENA S. 2000. Espécies e abundância de cigarrinhas e psílídeos (Homoptera) em pomares cítricos. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 29: 169-176.
- YAMAMOTO P.T., ROBERTO S.R., PRAIA-JÚNIOR W.D., FELIPPE M.R., MIRANDA V.S., TEIXEIRA D.C. & LOPES J.R.S. 2000. Transmissão de *Xylella fastidiosa* pelas cigarrinhas *Homalodisca ignorata*, *Acrogonia virescens* e *Molomea cincta* (Hemiptera: Cicadellidae) em plantas cítricas. *Summa Phytopathologica* 26(1): 128.
- YAMAMOTO P.T., ROBERTO S.R., DALLA PRIA W.J., FELIPPE R.M. & FREITAS E.P. 2002. Espécies e flutuação populacional de cigarrinhas em viveiro de citros no município de Mogi-Guaçu-SP. *Revista Brasileira de Fruticultura* 24: 389-394.
- YAMAMOTO P.T., FELIPPE R.M., CAETANO A.C., SANCHES A.L. & LOPES J.R.S. 2007. First Report of *Fingeriana dubia* Cavichioli Transmitting *Xylella fastidiosa* to Citrus. *Fitopatologia Brasileira* 32(3): 266.
- YOSHIZAWA K. & SAIGUSA T. 2001. Phylogenetic analysis of paraneopteran orders (Insecta: Neoptera) based on forewing base structure, with comments on monophyly of Auchenorrhyncha (Hemiptera). *Systematic Entomology* 26: 1-13.
- YOUNG D.A. 1952. A reclassification of Western Hemisphere Typhlocybinae (Homoptera, Cicadellidae). *University of Kansas Science Bulletin* 35(1): 217 pp.
- YOUNG D.A. 1968. Taxonomic study of the Cicadellinae (Homoptera: Cicadellidae), Part 1, Proconiini. *Bulletin of the United States National Museum* 261: 287 pp.

- YOUNG D.A. 1977. Taxonomic study of the Cicadellinae (Homoptera: Cicadellidae), Part 2, New World Cicadellini and the genus *Cicadella*. *Technical Bulletin of the North Carolina Agricultural Experiment Station* 239: 1135 pp.
- YOUNG D.A. 1986. Taxonomic study of the Cicadellinae (Homoptera: Cicadellidae), Part 3, Old World Cicadellini. *Bulletin of the North Carolina agricultural Experimental Station* 281: 639 pp.
- ZANOL K.M.R. & DE MENEZES M. 1982. Lista preliminar dos cicadelídeos (Homoptera, Cicadellidae) do Brasil. *Iheringia série Zoologia* 61: 9-65.
- ZAR H. 1984. *Bioestatistical Analysis*. Englewood Cliffs, New Jersey, Estados Unidos, Prentice Hall, 662 pp.
- ZHANG J., LASHOMB J., GOULD A. & HAMILTON G. 2011. Cicadomorpha insects associated with bacterial leaf scorch infected oak in central New Jersey. *Environmental Entomology* 40(5): 1131-1143.